

Revista del Museo de Historia Natural y Cultural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

ISSN: 1815 - 8242
TRUJILLO
REPÚBLICA DEL PERÚ

20(2)
julio - diciembre
2013

FONDO EDITORIAL DE LA UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

ARNALDOA es una publicación de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, editada semestralmente por el Museo de Historia Natural. Es norma de la revista que los artículos que se publican sean juzgados previamente por árbitros que dictaminen sobre sus merecimientos.

ARNALDOA acepta manuscritos originales e inéditos en idioma español o inglés, que deben seguir los lincamientos establecidos en Instrucciones a los Autores, las que aparecen al final de cada volúmen. Se envía en canje con publicaciones similares en botánica, sistemática y evolución, ecología, diversidad biológica y cultural, o temas afines a la historia natural.

La Revista **ARNALDOA** se reserva todos los derechos legales de reproducción de su contenido.

ARNALDOA se encuentra indizada en LATINDEX (Sistema Regional de Información en Línea para Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal); SciELO (Scientific Electronic Library Online) y PERIODICA (Indice de Revistas Latinoamericanas en Ciencias), BHL (Biodiversity Heritage Library).

Las opiniones expresadas por los autores son de su exclusiva responsabilidad y no reflejan necesariamente los criterios del Comité Editorial de ARNALDOA

Revista del Museo de Historia Natural y Cultural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

El Museo de Historia Natural, es la unidad que conserva, educa, investiga y difunde los conocimientos que generan sus colecciones científicas para impulsar la valoración y comprensión de la diversidad biológica y cultural de nuestro país, a favor del desarrollo de la comunidad.

ISSN : 1815-8242
TRUJILLO
REPÚBLICA DEL PERÚ

20 (2)
Julio - Diciembre
2013

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

Dr. Víctor Raúl Lozano Ibáñez
Rector

Dr. Luis Cerna Bazán
Vicerrector Académico

Dr. Julio Chang Lam
Vicerrector de Investigación

MUSEO DE HISTORIA NATURAL Y CULTURAL

Segundo Leiva González

Director

Mario Zapata Cruz

Biólogo

Guillermo Gayoso Bazán

Arqueólogo

Luis Chang Chávez

Arquitecto

REVISTA ARNALDOA

Segundo Leiva González

Director

Mario Zapata Cruz

Editor

Michael O. Dillon

Editor Asociado

Toda correspondencia relacionada a la Revista **ARNALDOA** deberá ser dirigida a:

Revista ARNALDOA

Museo de Historia Natural

Universidad Privada Antenor Orrego

Casilla Postal 1075

Trujillo - PERÚ Telef: (+051) 044 - 604462

museo@upao.edu.pe

Carátula: Fotografía de *Arnaldoa weberbaueri* (Asteraceae) Copyright: Segundo Leiva

Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú: N° 2014-15257
ISNN: 1815 - 8242

Registro de la Propiedad Intelectual
Editado por:
© 2013 Universidad Privada Antenor Orrego
Av. América Sur N°3145
Urb. Monserrate, Trujillo - Perú
Telef. (51) 44 - 604462

Impreso en:
Impresiones Gráfica G & M S.A.C.
Jr. San Martín N° 674
Trujillo, La Libertad
Impreso en Perú - Printed in Peru

Comité Editorial

Michael O. Dillon

Department of Botany, The Field Museum, 1400 South Lake Shore Drive, Chicago, IL. 60605-2496, U.S.A., dillon@fieldmuseum.org

Jorge V. Crisci

Museo de La Plata, 1900 La Plata, Provincia de Buenos Aires, ARGENTINA. jcrisci@netverk.com.ar

Gabriel Bernardello

Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal, (CONICET-Universidad Nacional de Córdoba), Av. Vélez Sarsfield 299 Córdoba (5000), ARGENTINA. bernarde@imbiv.unc.edu.ar

Francisco Squeo

Departamento de Biología, Universidad de La Serena, casilla 599, La Serena, CHILE. fsqueo@userena.cl

Inge Schjellerup

Nationalmuseet, Forsknings-& Formidlingsafdelingen, Etnografisk Samling, Frederiksholms Kanal 12 DK 1220 Copenhagen K, DENMARK. inge.schjellerup@natmus.dk

Lars P. Kvist

Institute of Biological Sciences, University of Aarhus. Building 340. Munkegade, DK-8000, Aarhus C., DENMARK, lars.kvist@biology.au.dk

Thomas Mione

Department of Biological Sciences, Central Connecticut State University, 1615 Stanley Street, New Britain, CT 06050-4010, U.S.A. mionet@ccsu.edu

Blanca León

Plant Resources Center, University of Texas at Austin, 1 University Station F0404, Austin, TX 78712-0471, U.S.A. blanca.leon@mail.utexas.edu

Alina Freire Fierro

Missouri Botanical Garden, P.O. Box 299, St. Louis, Missouri 63166, U.S.A. alina.freire@mobot.org

Susana Arrázola Rivero

Centro de Diversidad y Genética, Facultad de Ciencias y Tecnología, Universidad Mayor de San Simón, casilla de correo 538, Cochabamba, BOLIVIA. sarrazola@fcyt.umss.edu.bo

Maximilian Weigend

Institut für Biologie Systematische Botanik und Pflanzengeographie, Freie Universität Berlin, 14195, Berlin-GERMANY. weigend@zedat.fu-berlin.de

Anton Hofreiter

Ludwig-Maximilians-Universität, Department Biologie I, Bereich Biodiversitätsforschung, Abteilung Systematische Botanik, Menzingerstraße 67, D-80638 München, GERMANY. hofreiter@freenet.de

Sandra Knapp

Department of Botany, The Natural History Museum, Cromwell Road, London, SW7 5BD,UK. s.knapp@nhm.ac.uk

Reynaldo Linares Palomino

Department of Systematic Botany, Albrecht-von-Haller-Institute for Plant Sciences, University of Göttingen, Untere Karspüle 2, 37073-Göttingen, GERMANY.

Eric Rodríguez Rodríguez

Herbarium Truxillense (HUT), Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ, efrr@unitru.edu.pe

Pedro Lezama Asencio

Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. lezama_a@hotmail.com

Pablo Chuna Mogollón

Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. pchunam@upao.edu.pe

Jorge Vidal Fernández

Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. jvidalf@upao.edu.pe

José González Cabeza

Departamento de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. gonzalezbiotec@hotmail.com

Víctor Quipuscoa Silvestre

Herbario HUSA, Universidad Nacional de San Agustín, Av. Daniel A. Carrión s/n, La PampillaArequipa, PERÚ. vquipuscoas@hotmail.com

Hamilton Beltrán Santiago

Museo de Historia Natural Javier Prado, Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Apartado 14-0434, Lima 14, PERU. wilmersantiago@hotmail.com

Mario Benavente Palacios

Museo de Historia Natural Javier Prado, Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Apartado 14-0434, Lima 14, PERÚ. mjbenaventep@yahoo.com

Eloy López Medina

Departamento de Fisiologìa Vegetal, Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ, elm@unitru.edu.pe

Revista del Museo de Historia Natural y Cultural
ARNALDOA
UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO
Volumen 20 (2) Julio - Diciembre, 2013

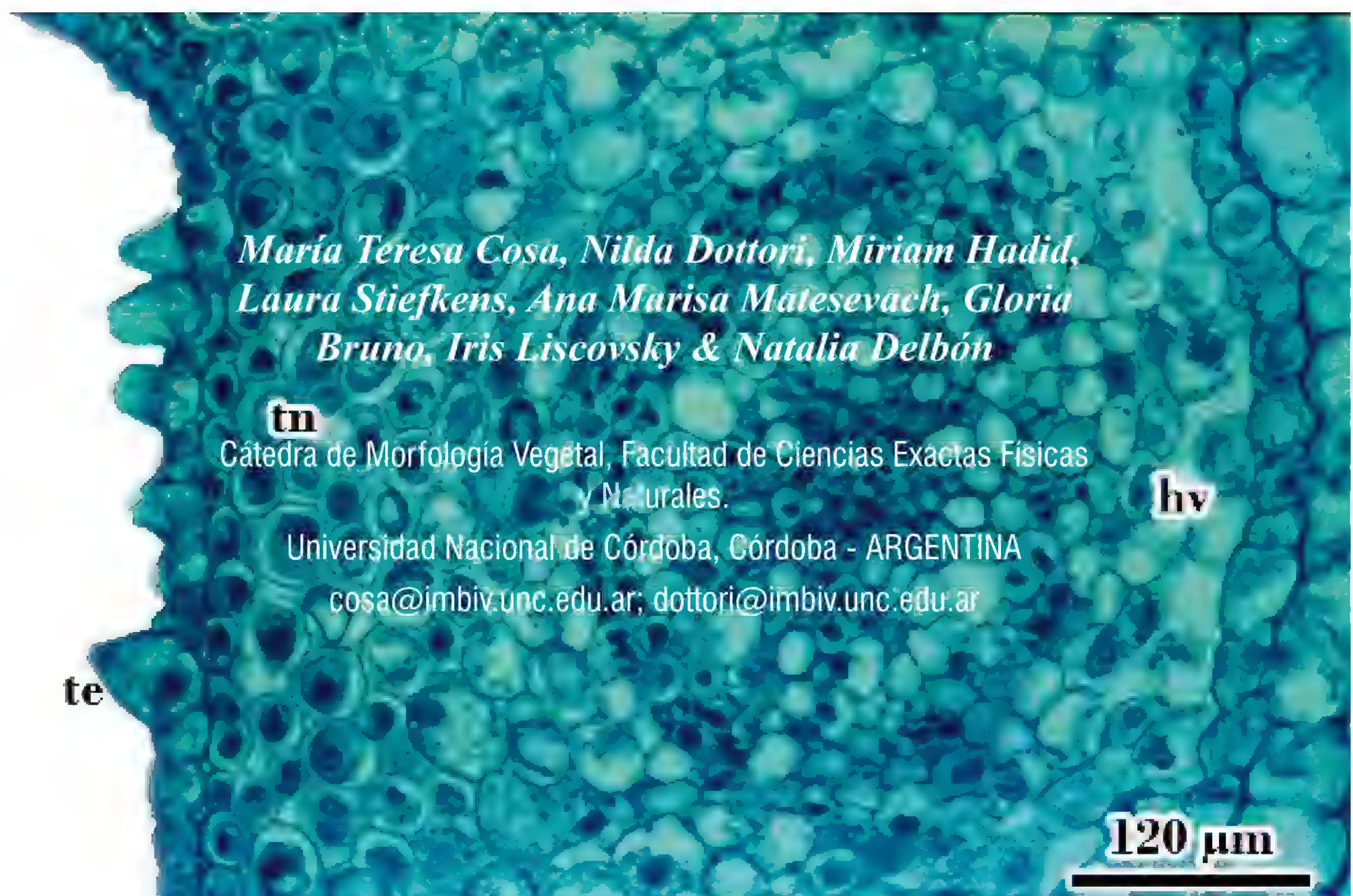
CONTENIDO / CONTENTS

Pág. Artículos Originales

Arnaldoa 20 (2): 179 - 252, 2013 ISSN: 1815-8242

Atlas de Anatomía Vegetal. Tejidos y Órganos Vegetativos

Atlas of Plant Anatomy. Tissue and Organ Vegetative



María Teresa Cosa, Nilda Dottori, Miriam Hadid, Laura Stiefkens, Ana Marisa Matesevach, Gloria Bruno, Iris Liscovsky & Natalia Delbón

Cátedra de Morfología Vegetal, Facultad de Ciencias Exactas Físicas y Naturales.

Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba - ARGENTINA

cosa@imbiv.unc.edu.ar; dottori@imbiv.unc.edu.ar

Resumen

El presente Atlas ilustra los tejidos y la anatomía de los órganos vegetativos de Plantas Vasculares. Consta de los siguientes 11 temas: epidermis, tejidos fundamentales y vasculares, meristemas, estructura primaria y secundaria de raíz y tallo, hoja, leño y estructuras secretoras. Se realizó en el Laboratorio de la Cátedra de Morfología Vegetal, Escuela de Biología, Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, Universidad Nacional de Córdoba. Está destinado a Profesores y Alumnos de Ciencias Biológicas e interesados en el conocimiento de la estructura interna de las plantas.

Palabras clave: Atlas, tejidos, raíz, tallo, hoja.

Abstract

This atlas illustrates the tissues and the vegetative anatomy of Vascular Plants. It including the 11 following topics: epidermis, fundamental and vascular tissues, meristems, primary and secondary structure of root and stem, leaf, wood and secretory structures. It was made in Plant Morphology Laboratory, FCEFyN, Universidad Nacional de Córdoba. It is for Professors and Students of Biology and interested people in the knowledge of internal structure of plants.

Key words: Atlas, tissues, root, stem, leaf.

Introducción

La Anatomía Vegetal constituye una herramienta fundamental que se utiliza para resolver diferentes problemas botánicos, ya sean de interés económico como científico.

Entre sus aplicaciones se destacan la identificación y clasificación de especies, reconocimiento de plantas medicinales, adulteración y contaminación de alimentos, hábito alimenticio de animales, determinación del hábitat, reconocimiento de la madera en construcción, en restos arqueológicos y en material forense, entre otros.

Este Atlas ilustra los tejidos y la anatomía de los órganos vegetativos de Plantas Vasculares. Consta de los siguientes 11 temas: epidermis; tejidos fundamentales; tejidos vasculares; meristemas; estructura primaria y secundaria de raíz y tallo; hoja; leño y estructuras secretoras.

Está destinado a Profesores y Alumnos de Ciencias Biológicas, e interesados en el conocimiento de la estructura interna de las plantas.

Las fotomicrografías son originales y fueron tomadas con cámara digital, en su mayoría de preparados permanentes y temporarios de materiales provenientes de investigaciones científicas de los autores, se fotografiaron también, preparados de materiales de uso didáctico. Todos fueron realizados en el Laboratorio de Morfología Vegetal de la Facultad de Ciencias Exactas Físicas y Naturales. Universidad Nacional de Córdoba. Argentina.

Material y métodos

Se trabajó con material vegetal fresco o conservado en F.A.A. de especies nativas y cultivadas, en cada figura y en el Apéndice está indicado el nombre del material.

Se llevaron a cabo preparados temporarios de epidermis foliar en vista superficial siguiendo las técnicas de "raspado" y de "peeling" (D´Ambrogio de Argüeso, 1986) y se tiñeron con safranina o azul astral.

Para observar tejidos y diferentes

órganos vegetativos se realizaron preparados temporarios y permanentes de cortes transversales y longitudinales por raíz, tallo y hoja.

Los preparados permanentes se elaboraron a partir de material fijado en F.A.A. Éste fue deshidratado en una serie de alcohol etílico en graduación creciente hasta xilol puro y se incluyó en "paramat". A continuación, se realizaron cortes de 10-15 µm de espesor utilizando un micrótomo de rotación. Se colorearon con hematoxilina activada, safranina y verde permanente (Conn *et al.*, 1960) o con azul astral y fucsina básica (Kraus *et al.*, 1998). Se montaron con bálsamo de Canadá. Los preparados temporarios de cortes a mano alzada se colorearon con azul astral y/o safranina.

Para leño, los cortes se realizaron con xilótomo en secciones transversal y longitudinal de 20 a 35 µm de espesor. Se tiñeron con safranina o con coloración doble de safranina y azul astral.

Microscopio óptico fue utilizado para las observaciones y las fotomicrografías se tomaron con cámara digital Nikon Coolpix.

Resultados

1. Epidermis

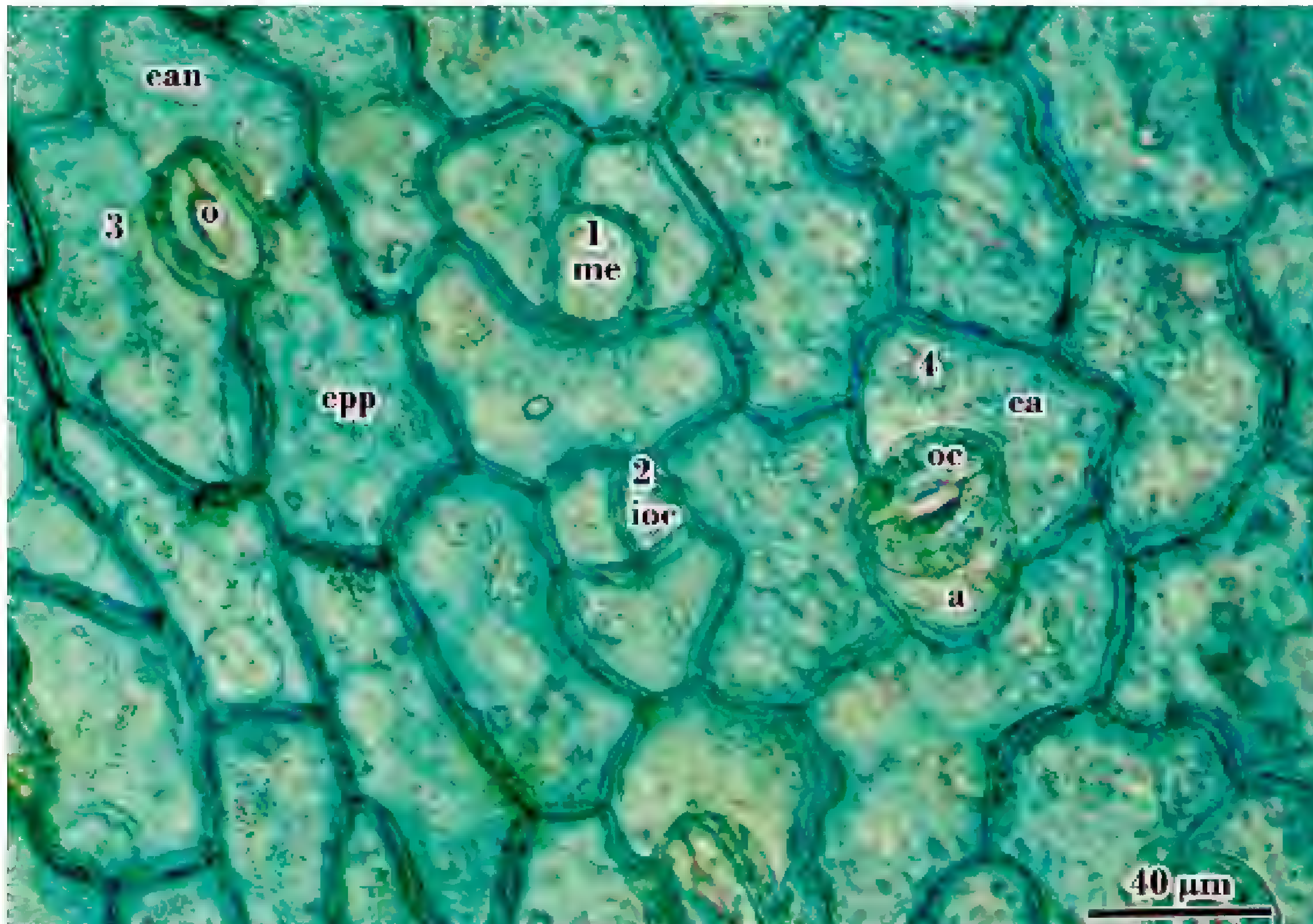


Fig.1:Epidermis en vista superficial de hoja de *Solanum glaucophyllum* Desf. Se observan distintos estadios de desarrollo de los estomas; 1: desde el meristemoide célula pequeña que se forma por división desigual de una célula protodérmica y que tras una o más divisiones da origen a las células oclusivas; 2: estoma en formación, con la célula inicial de las oclusivas; 3: estoma maduro tipo anomocítico, las células oclusivas están rodeadas por células epidérmicas propiamente dichas y 4: estoma maduro tipo anisocítico, las células oclusivas están rodeadas por tres células auxiliares de diferente tamaño.

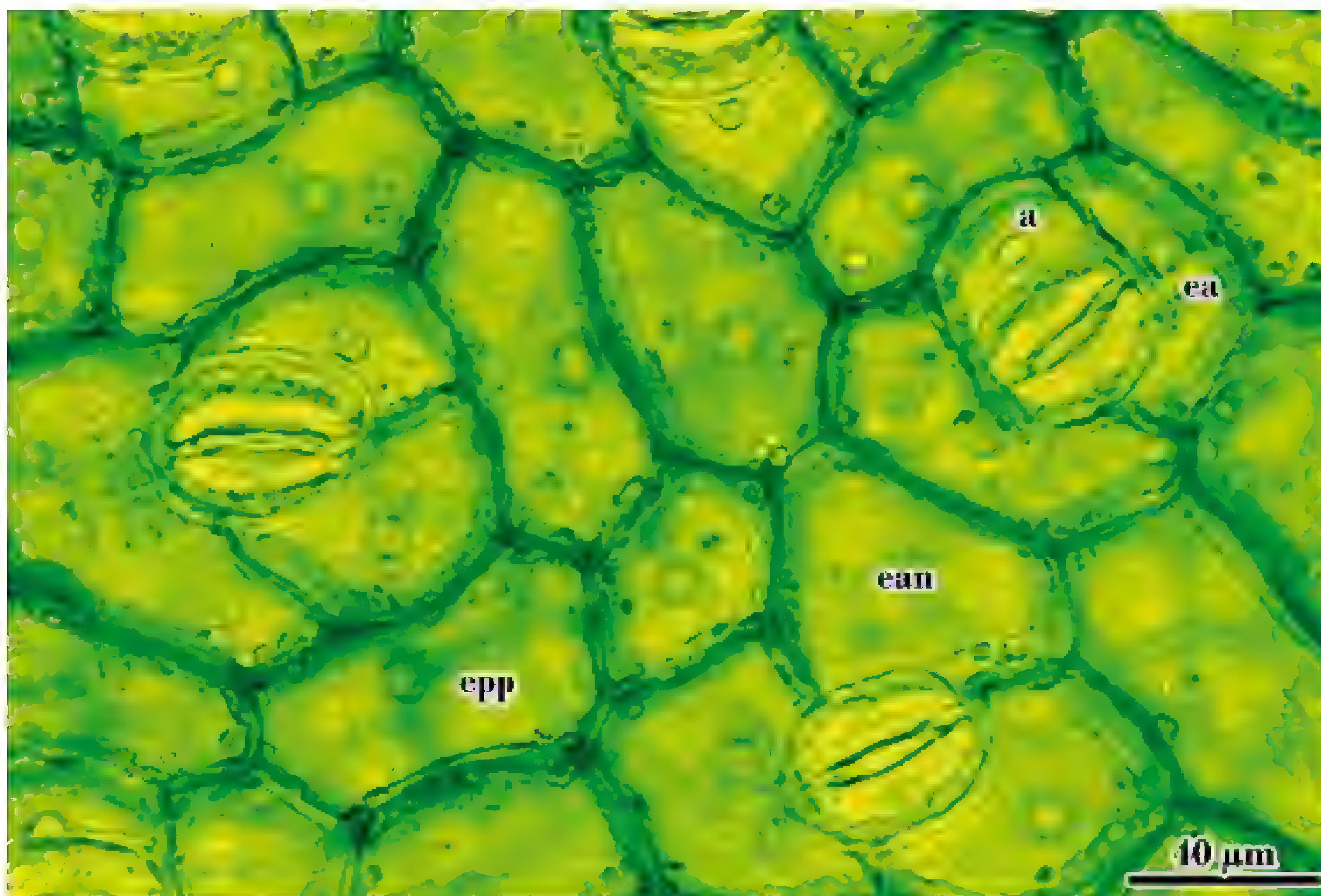


Fig. 2:Epidermis en vista superficial de la hoja de *Solanum glaucophyllum*. Se observan estomas anomocíticos y anisocíticos.

***ABREVIATURAS*:** **a** = célula auxiliar; **ea** = estoma anisocítico; **ean** = estoma anomocítico; **epp** = célula epidérmica propiamente dicha; **ioc** = célula inicial de las oclusivas; **me** = meristemoide; **o** = ostíolo; **oc** = célula oclusiva

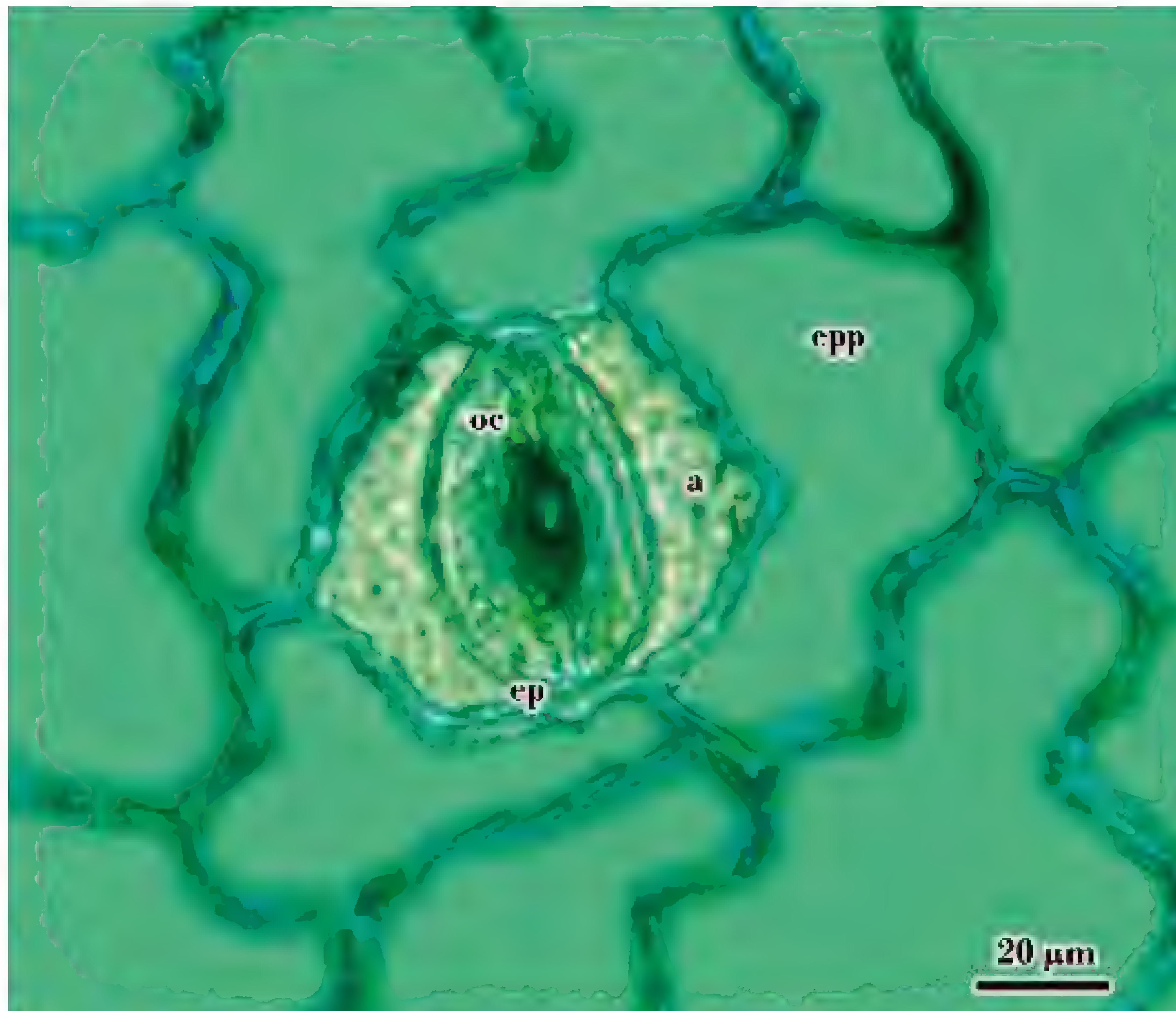


Fig.3: Epidermis en vista superficial de la hoja de *Vinca* sp .Se observa un estoma paracítico. Las dos células auxiliares son paralelas a las oclusivas

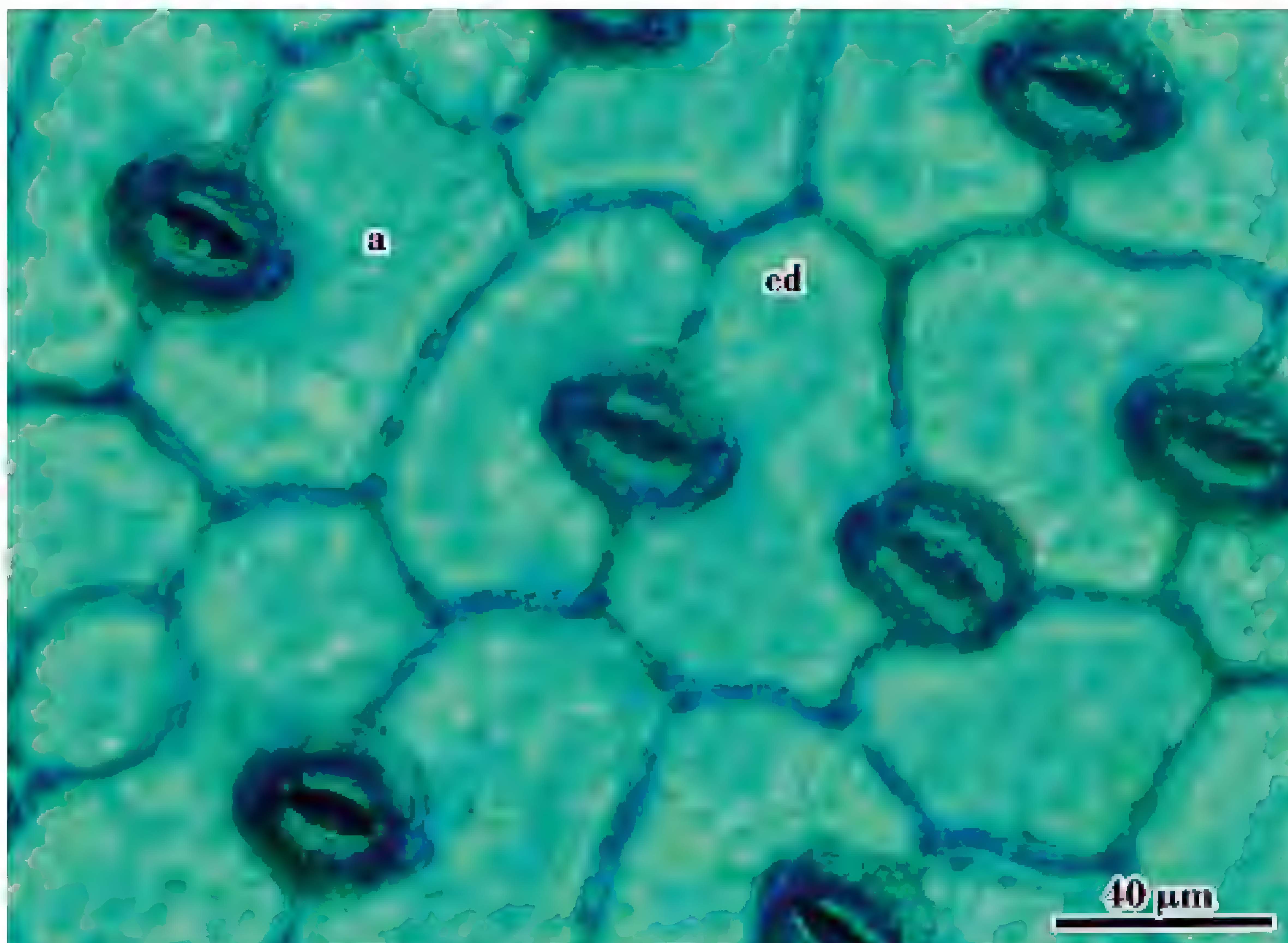


Fig. 4: Epidermis en vista superficial de la hoja de *Dianthus* sp. Se observan estomas diacíticos. Las dos células auxiliares son perpendiculares a las oclusivas.

***ABREVIATURAS*:** **a** = célula auxiliar; **ed** = estoma diacítico; **ep** = estoma paracítico; **epp** = célula epidérmica propiamente dicha; **oc** = célula oclusiva

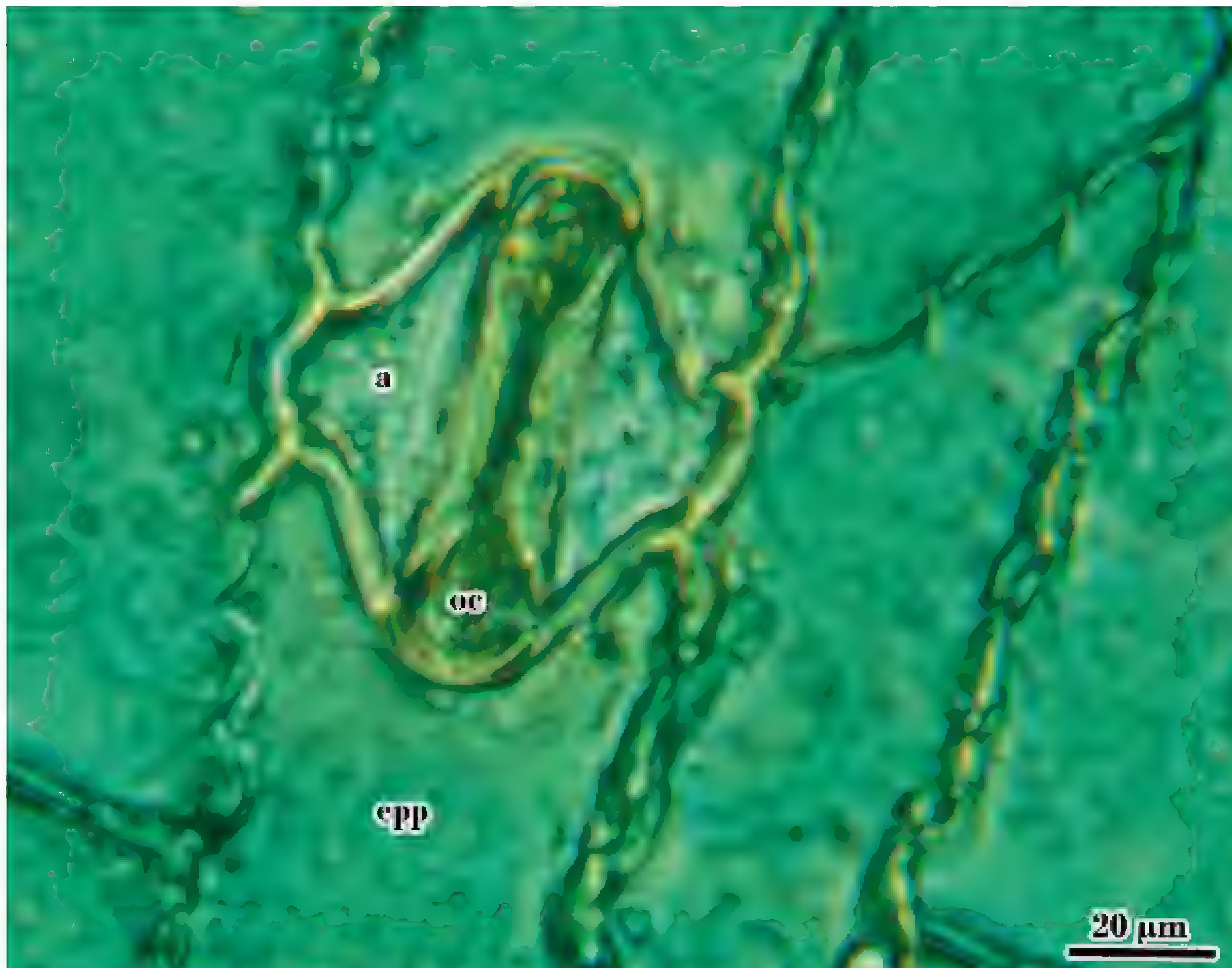


Fig. 5: Epidermis en vista superficial de la hoja de *Zea mays* L. "maíz". Se observa un estoma con las células oclusivas en forma de hueso, típico de Poáceas, rodeadas por dos células auxiliares.



Fig. 6: Cuerpos silíceos, estomas y cerda en la epidermis foliar de *Digitaria sanguinalis* (L.) Scop.

***ABREVIATURAS*: a** = célula auxiliar; **ce** = cerda; **epp** = célula epidérmica propiamente dicha; **est** = estoma; **oc** = células oclusivas; **si** = cuerpos silíceos

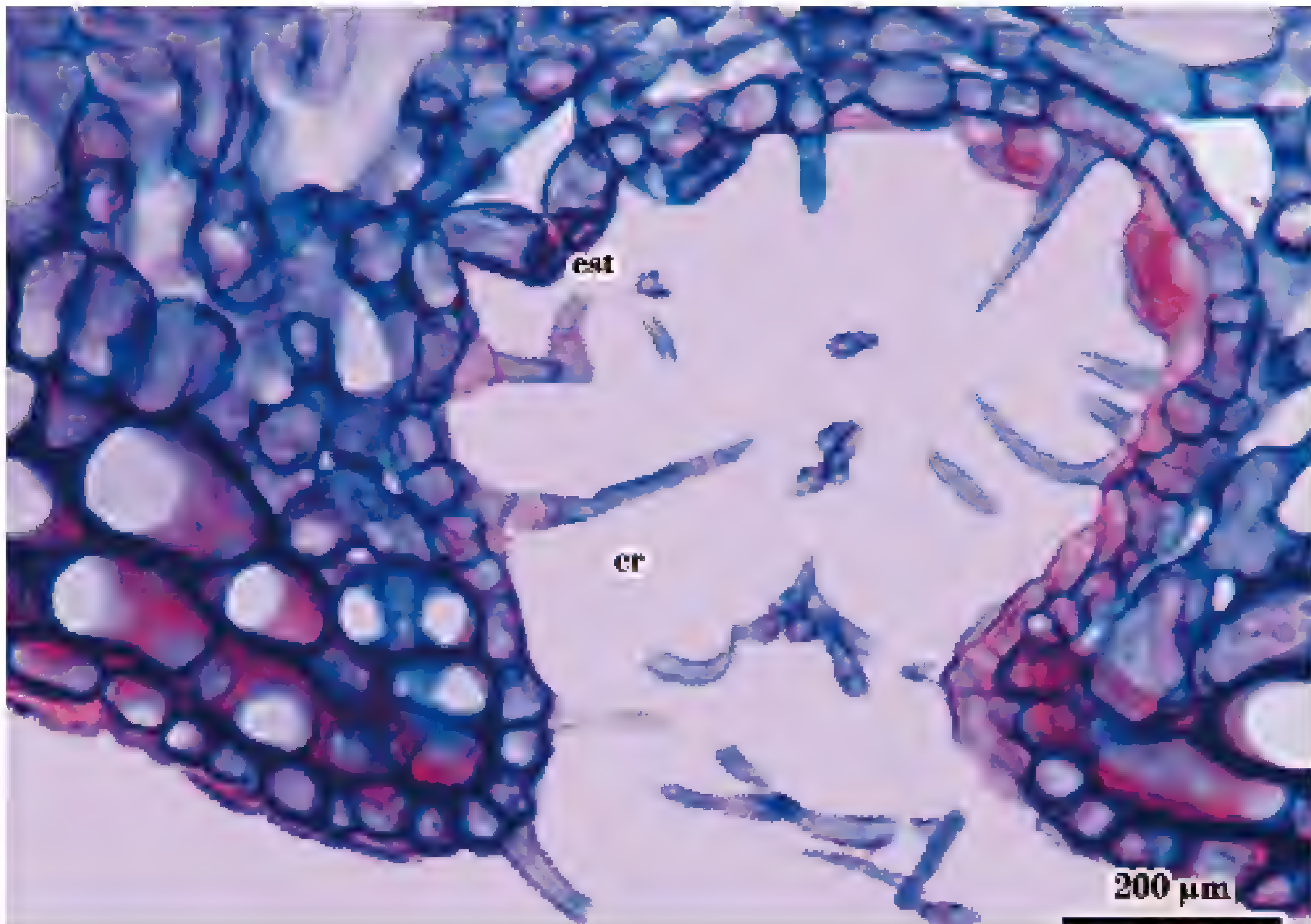


Fig. 7: Cripta estomática en la cara abaxial de la hoja de *Nerium oleander* L. Se observan estomas y tricomas en su interior.

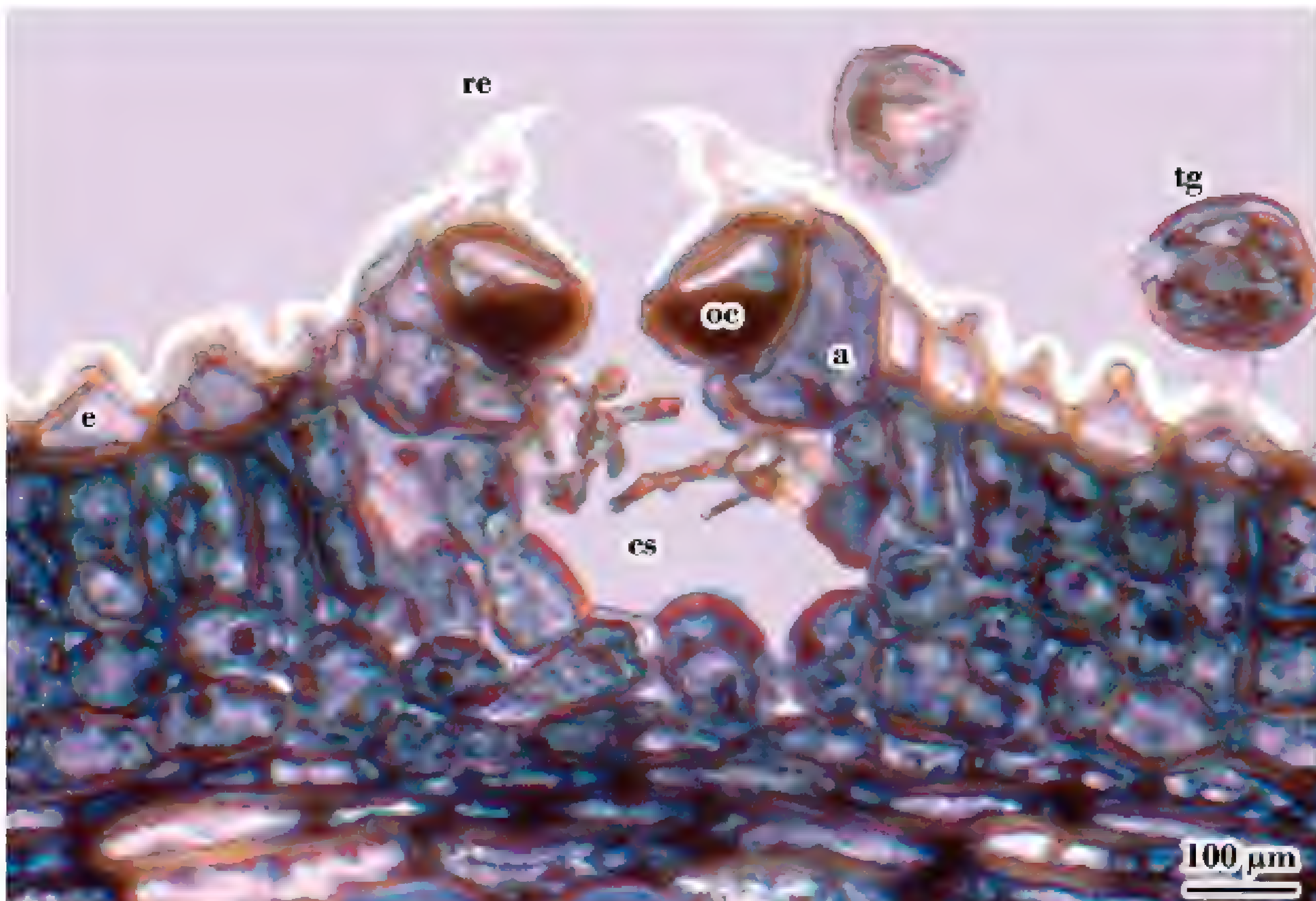


Fig. 8: Estoma en corte transversal por el tallo de *Fabiana densa* J. Remy. Se observa elevado de la superficie epidérmica y con notables rebordes cuticulares externos.

ABREVIATURAS: ***a*** = célula auxiliar; **cr** = cripta estomática; **cs** = cámara subestomática; **e** = epidermis; **est** = estoma; **oc** = célula oclusiva; **re** = reborde cuticular externo; **te** = tricoma eglandular; **tg** = tricoma glan-dular

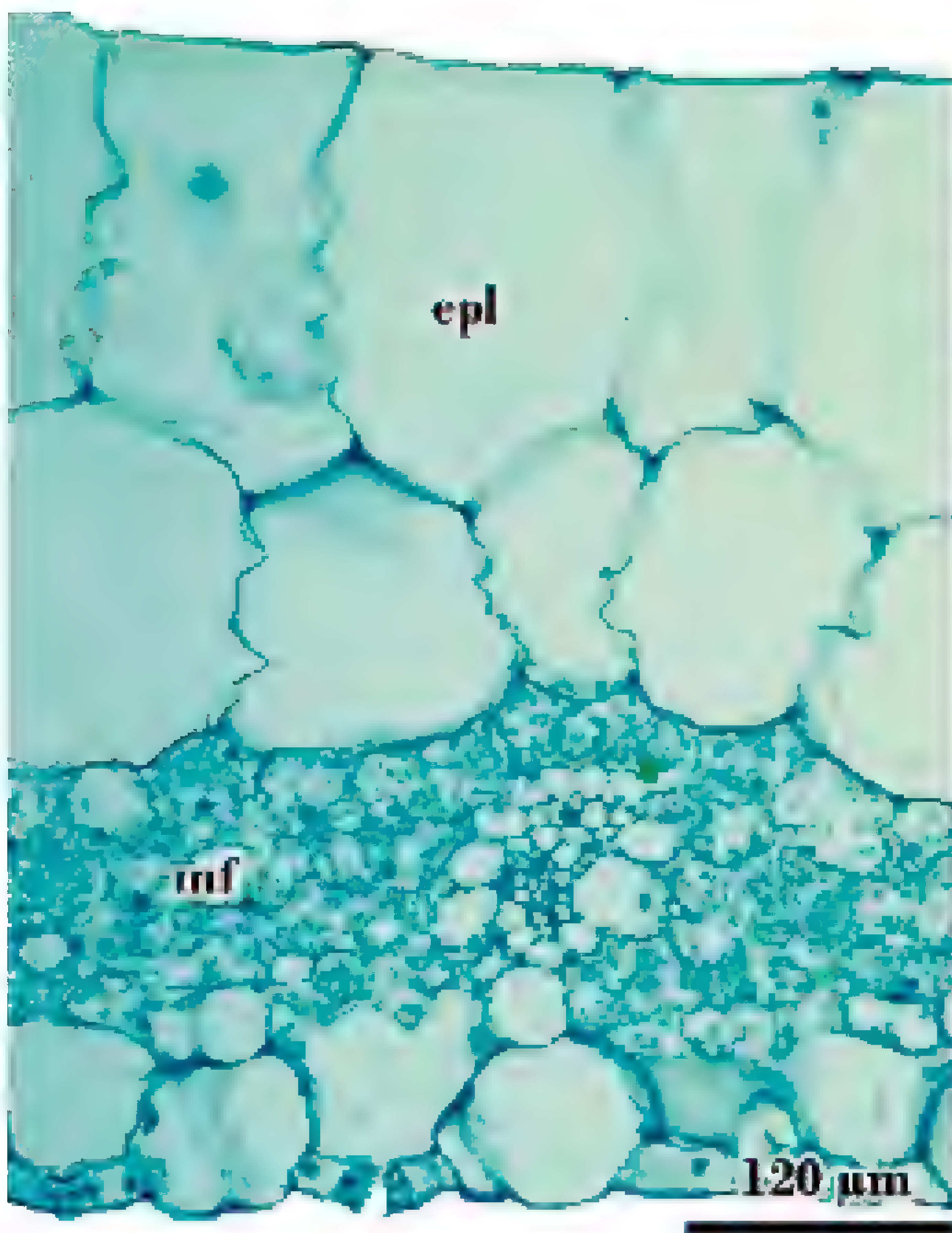


Fig. 9 Epidermis pluristratificada en corte transversal por hoja de *Commelina* sp

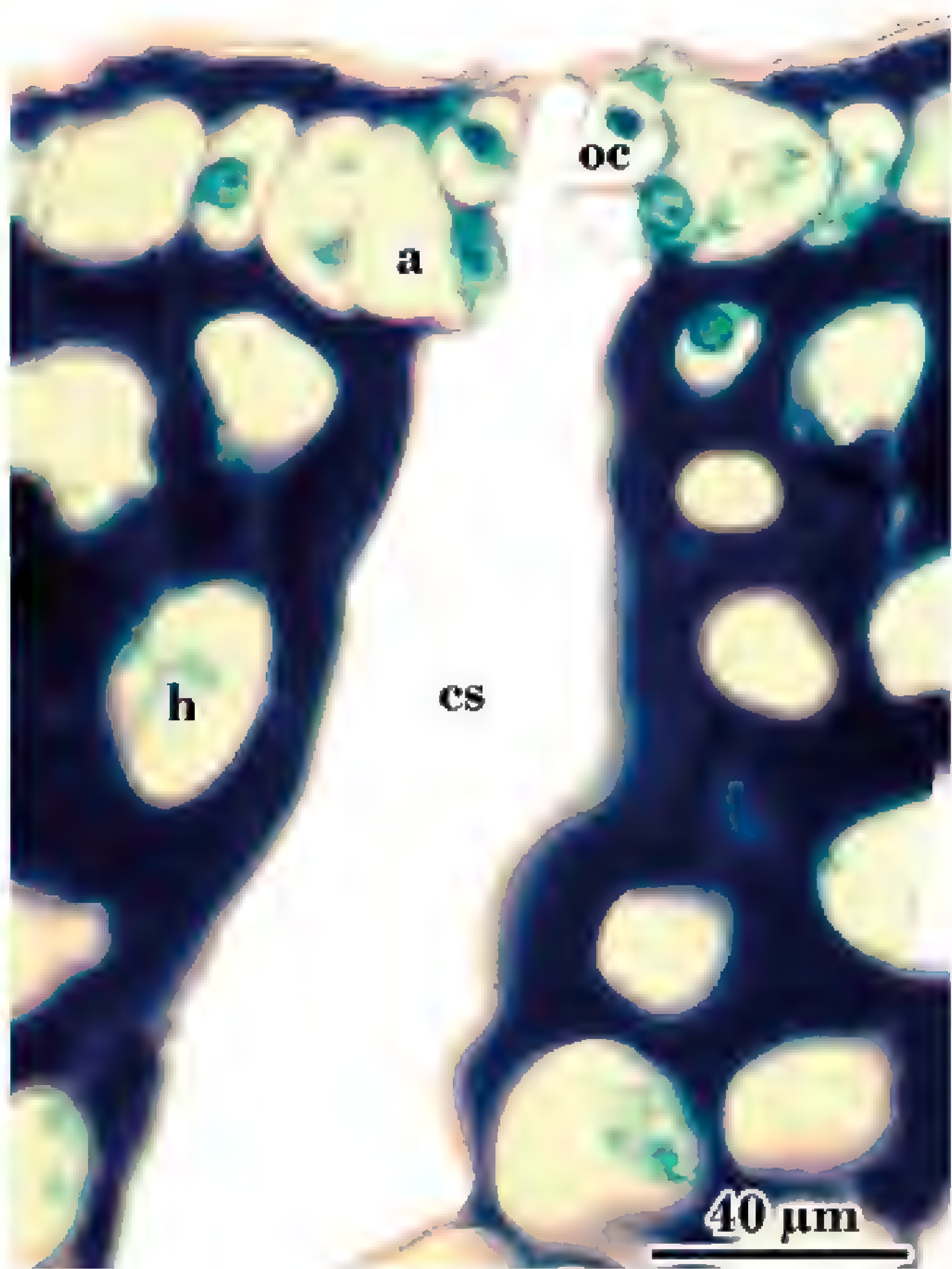


Fig. 10 Estoma en corte transversal por tallo de *Parodia submammulosa* (Lem.) R. Kiesling. Se observa una profunda cámara subestomática, limitada por la hipodermis con células de paredes engrosadas.

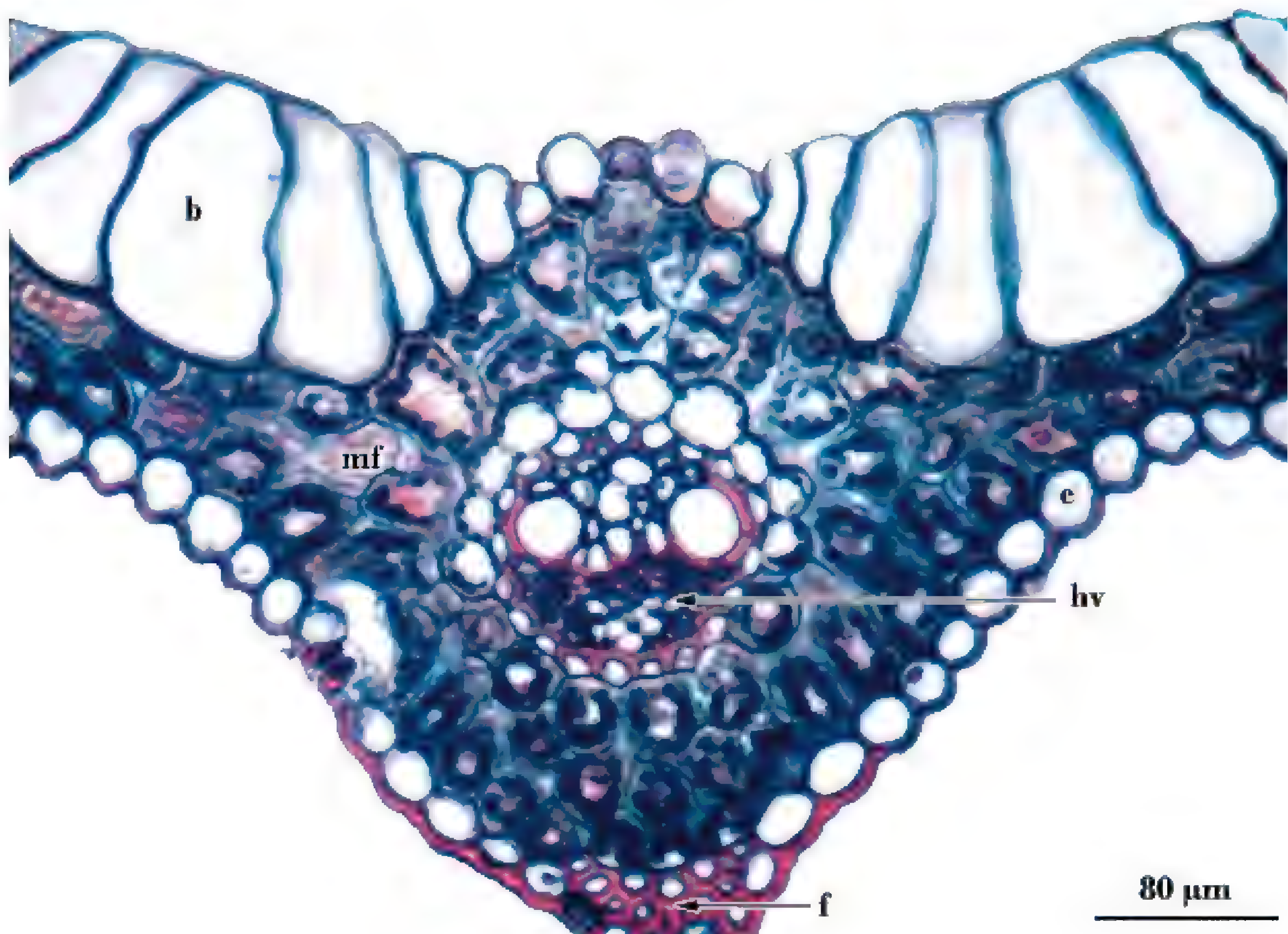


Fig. 11:Células buliformes en la epidermis adaxial de la hoja de *Poa pratensis* L., en corte transversal.

ABREVIATURAS: **a** = célula auxiliar; **b** = célula buliforme; **cs** = cámara subestomática; **e** = epidermis; **epl** = epidermis pluristratificada; **f** = fibras; **h** = hipodermis; **hv** = haz vascular; **mf** = mesófilo; **oc** = célula oclusiva

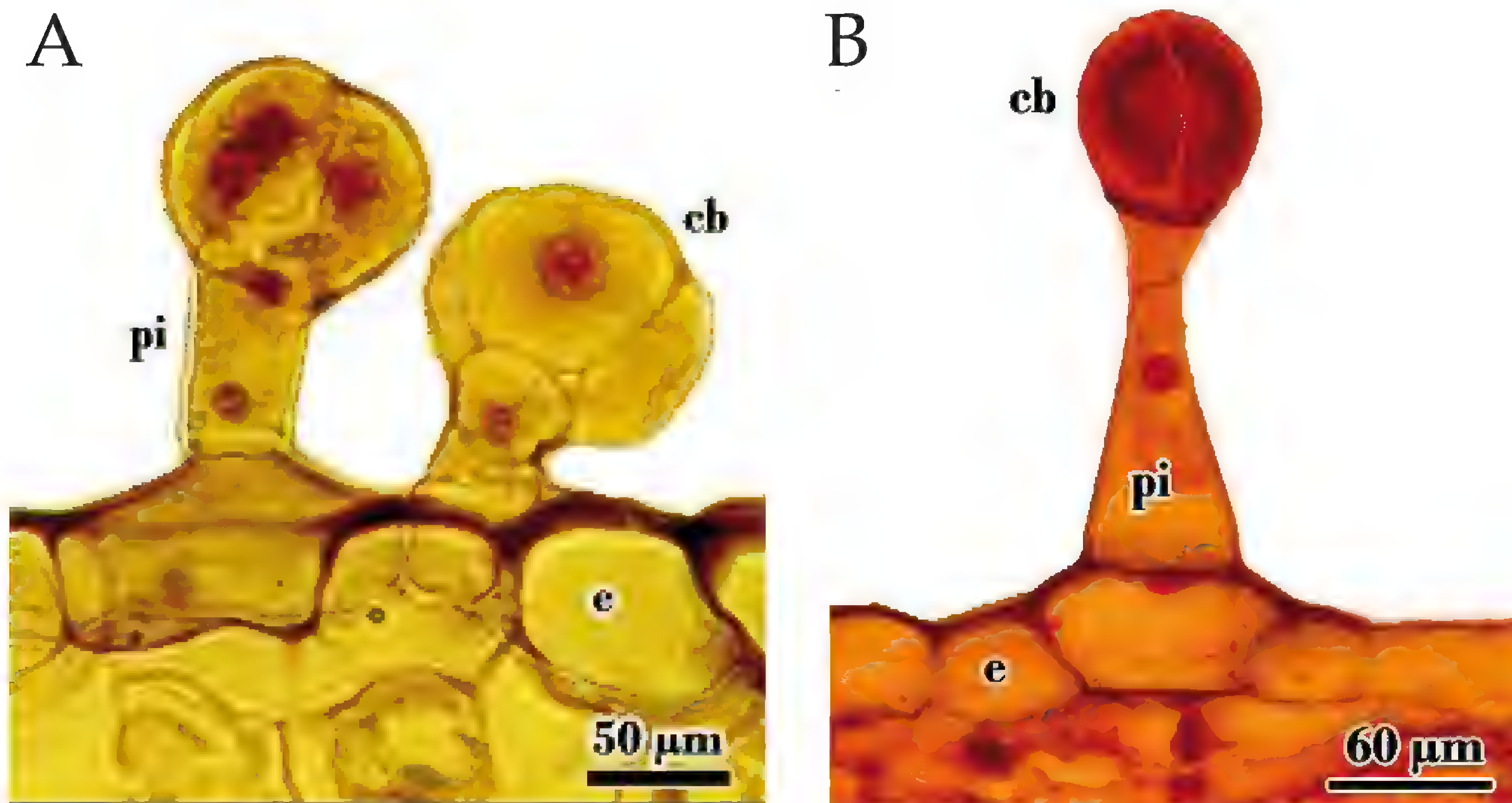


Fig. 12: A. Tricomas glandulares con cabezuela pluricelular, en la epidermis foliar de *Solanum stuckertii* Bitter.
B. Tricoma glandular con cabezuela bicelular, en la epidermis foliar de *Solanum betaceum* Cav.

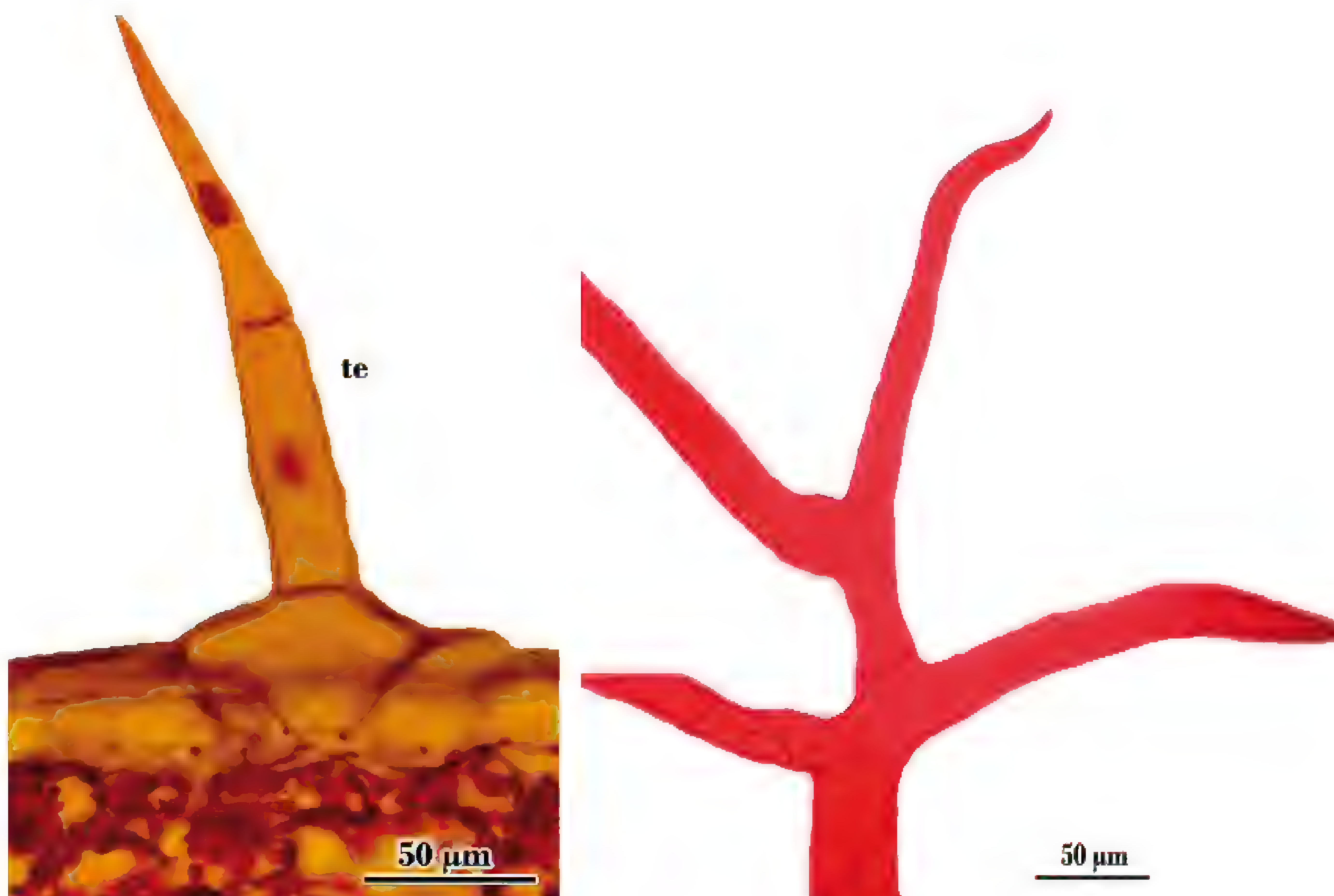


Fig.13: Tricoma eglandular pluricelular uniseriado, en la epidermis foliar de *Solanum betaceum*.

Fig.14: Tricoma eglandular pluricelular ramificado, en la epidermis foliar de *Sessea graciliflora* Bitter

ABREVIATURAS: **cb** = cabezuela; **e** = epidermis; **pi** = pie; **te** = tricoma eglandular



Fig. 15: Tricomas estrellados con pie emergente pluriseriado, en corte transversal por hoja de *Solanum elaeagnifolium* Cav.

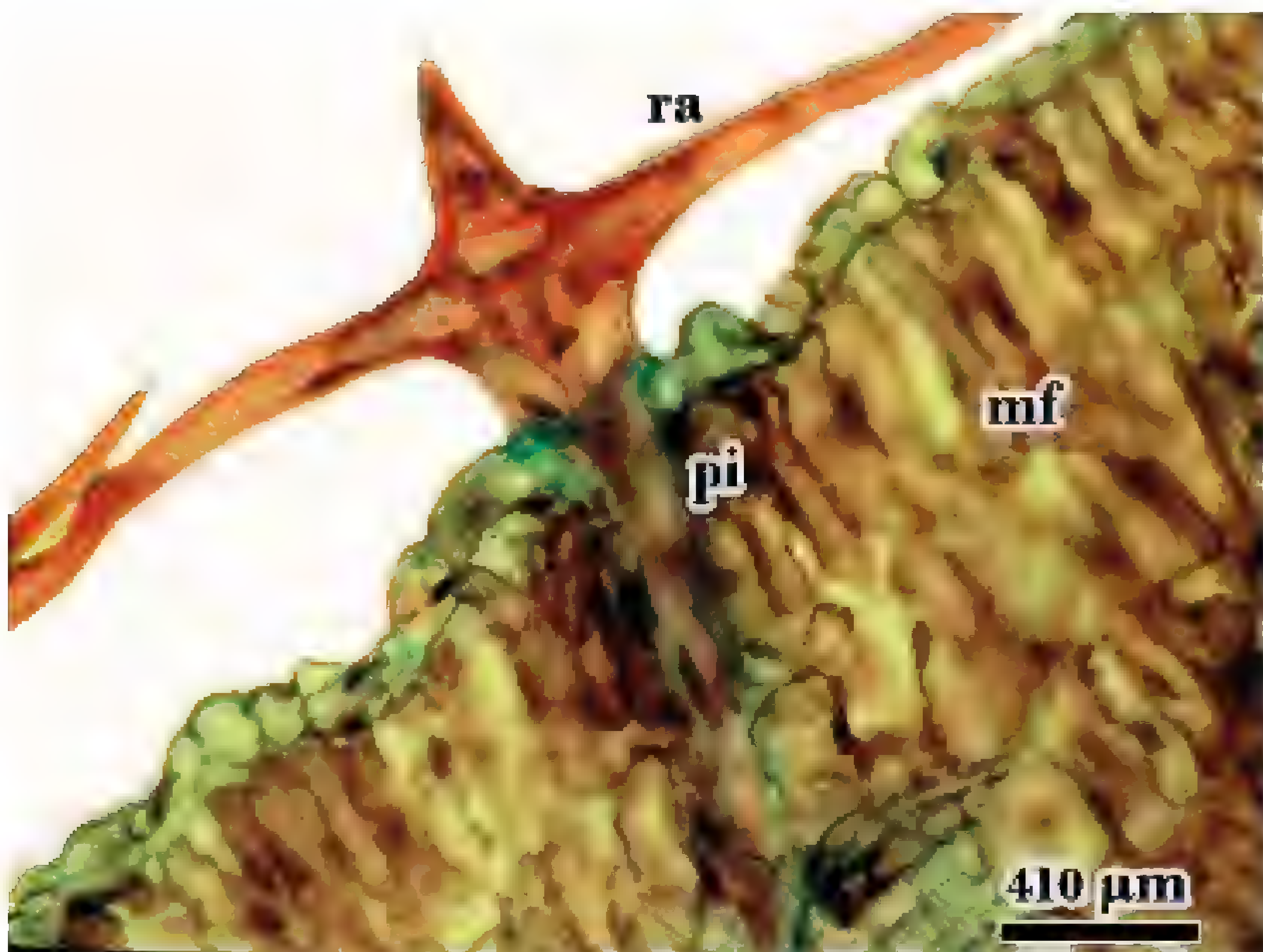


Fig. 16: Tricoma estrellado con pie intrusivo, en corte transversal por hoja de *Solanum elaeagnifolium*.

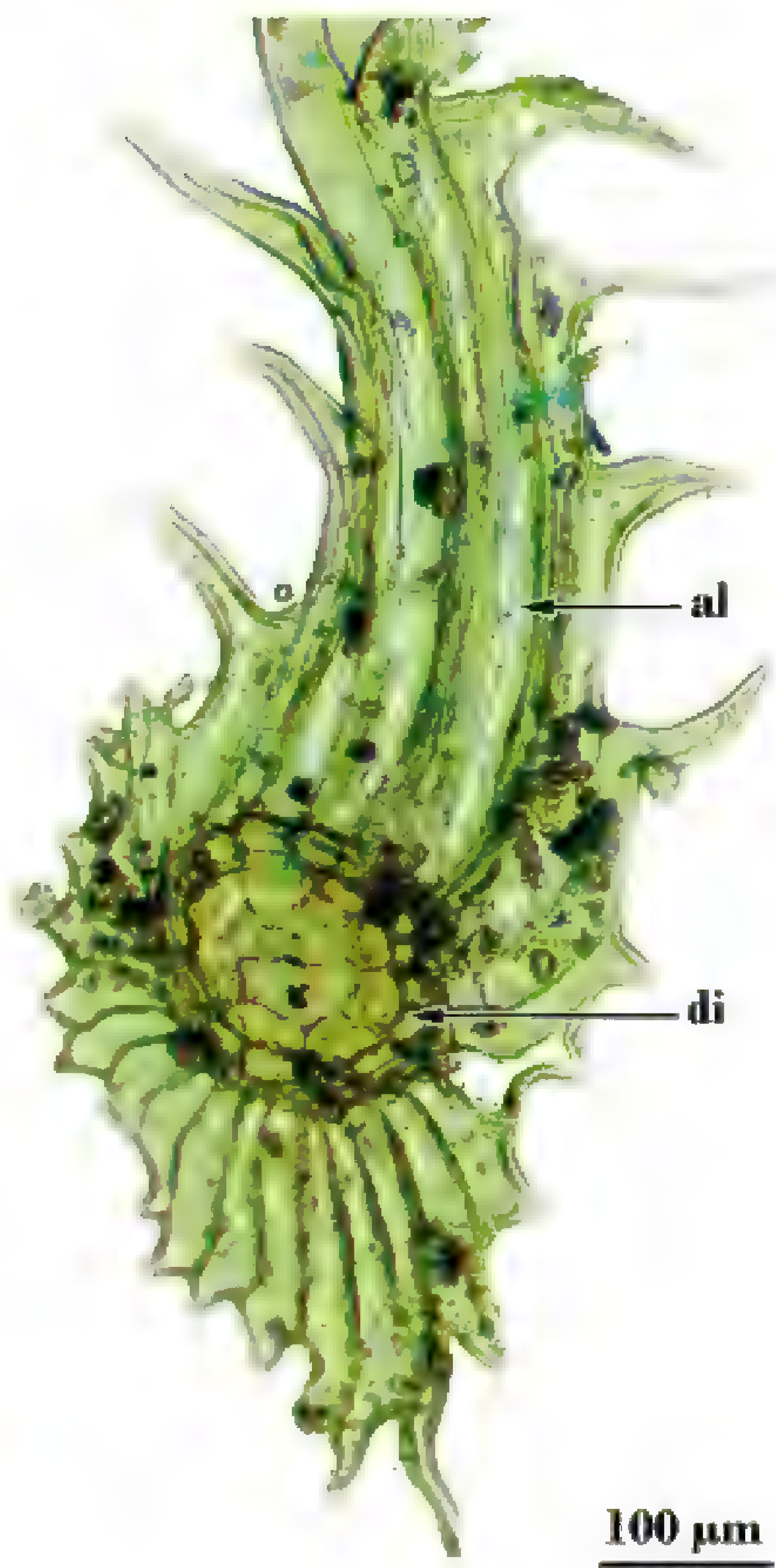


Fig. 17 Tricoma peltado en vista superficial de la hoja de *Tillandsia capillaris* Ruiz & Pav.

ABREVIATURAS: **al** = ala; **e** = epidermis; **di** = disco; **mf** = mesófilo; **pi** = pie; **ra** = rayos

2. Tejidos fundamentales

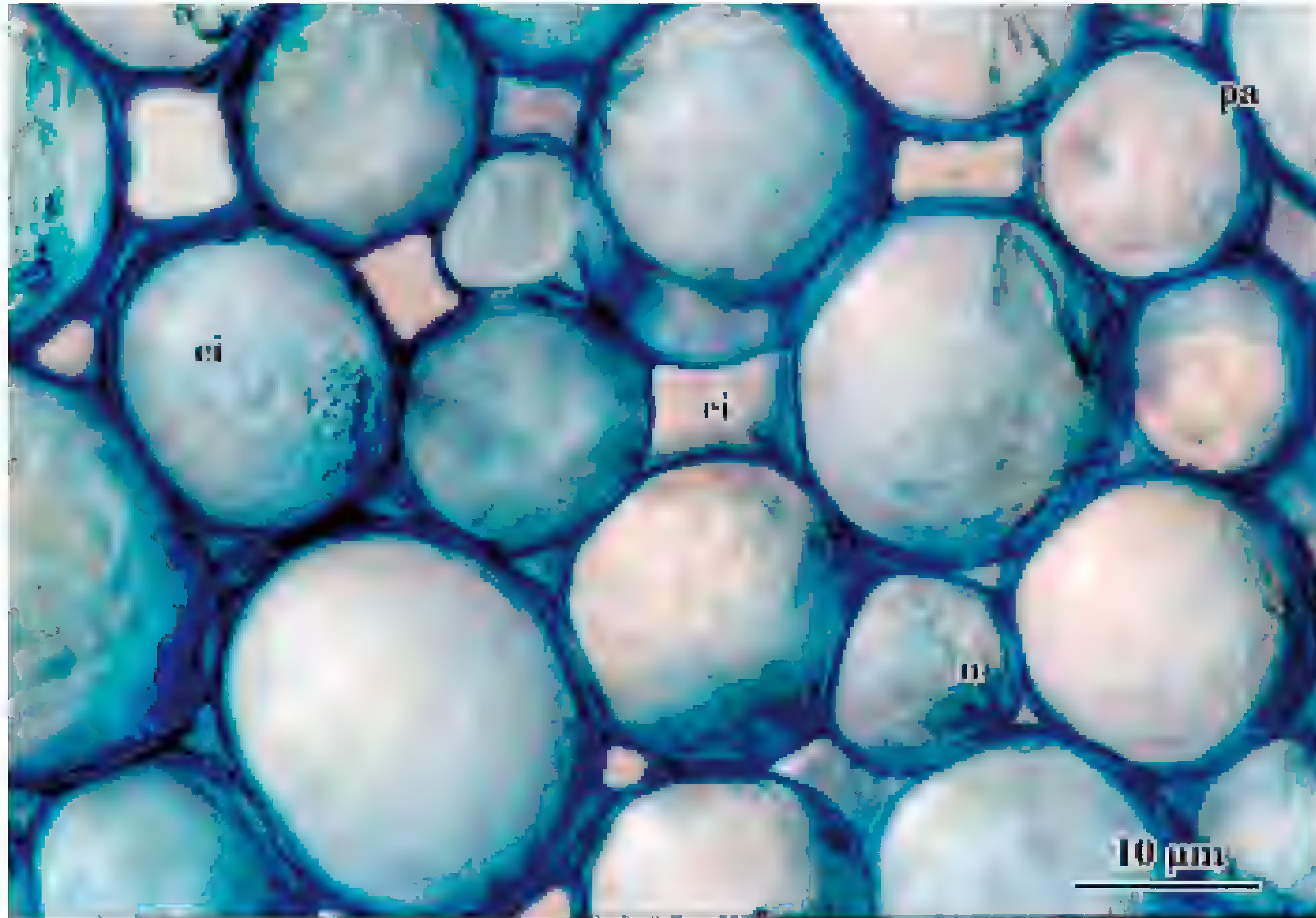


Fig. 18: Parénquima medular en corte transversal por tallo de *Cestrum kunthii* Francey. Se observan células con la pared celular delgada, citoplasma vacuolizado y núcleo pequeño.

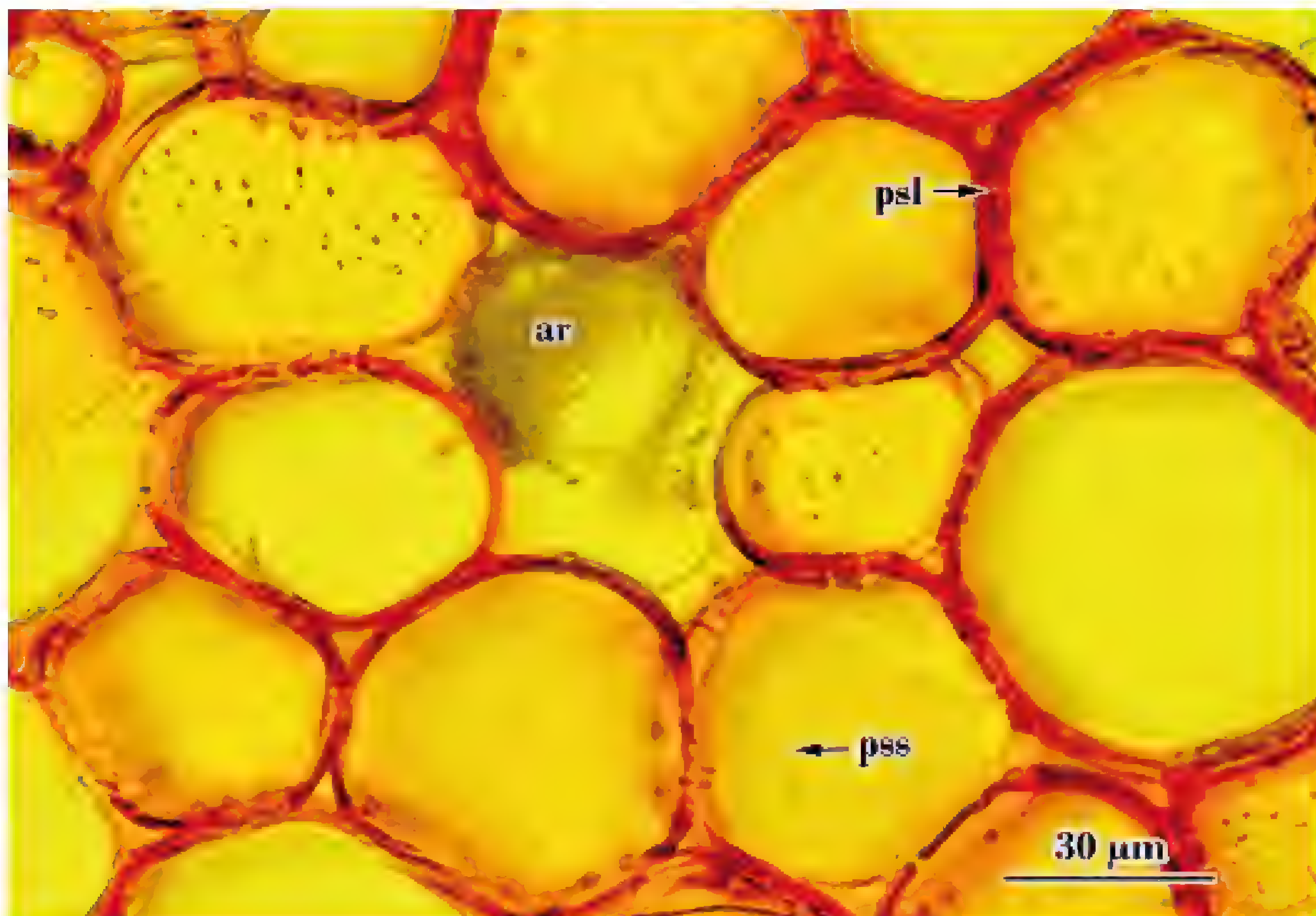


Fig. 19: Parénquima medular en corte transversal por tallo de *Solanum diploconos* (Mart.) Bohs. Se observan células con paredes engrosadas y puntuaciones simples, en vista superficial y longitudinal.

ABREVIATURAS: **ar** = areniscas cristalinas; **ci** = citoplasma; **ei** = espacio intercelular; **n** = núcleo; **pa** = pared celular; **psl** = puntuaciones simples en vista longitudinal; **pss** = puntuaciones simples en vista superficial



Fig. 20: Parénquima subepidérmico con cloroplastos, (clorénquima), en corte transversal por tallo de *Ruscus hypoglossum* L.

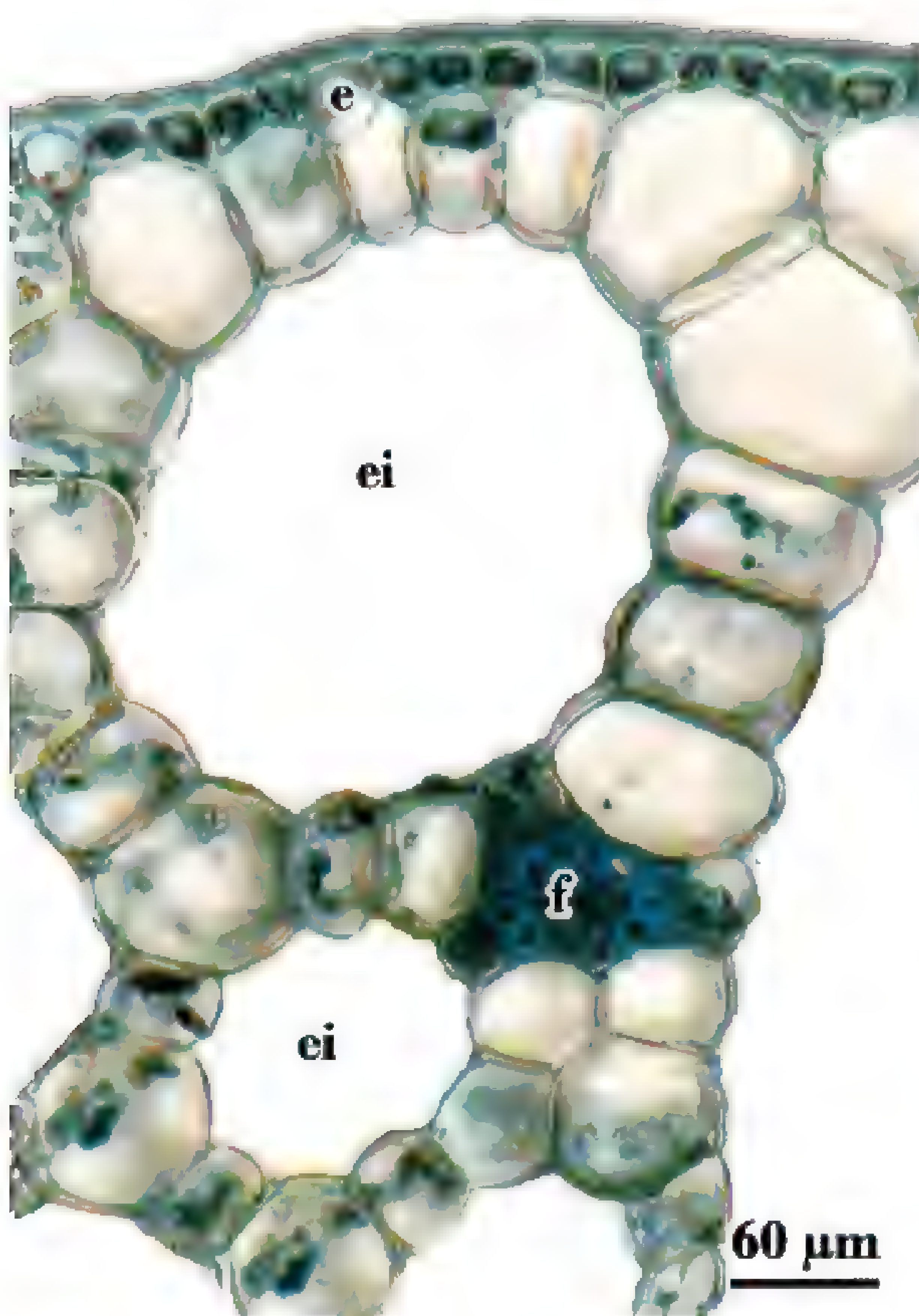


Fig. 21: Parénquima cortical con amplios espacios intercelulares, (parénquima), en corte transversal por tallo de *Potamogeton ferrugineus* Hagstr. Se observan grupos de fibras no lignificadas.

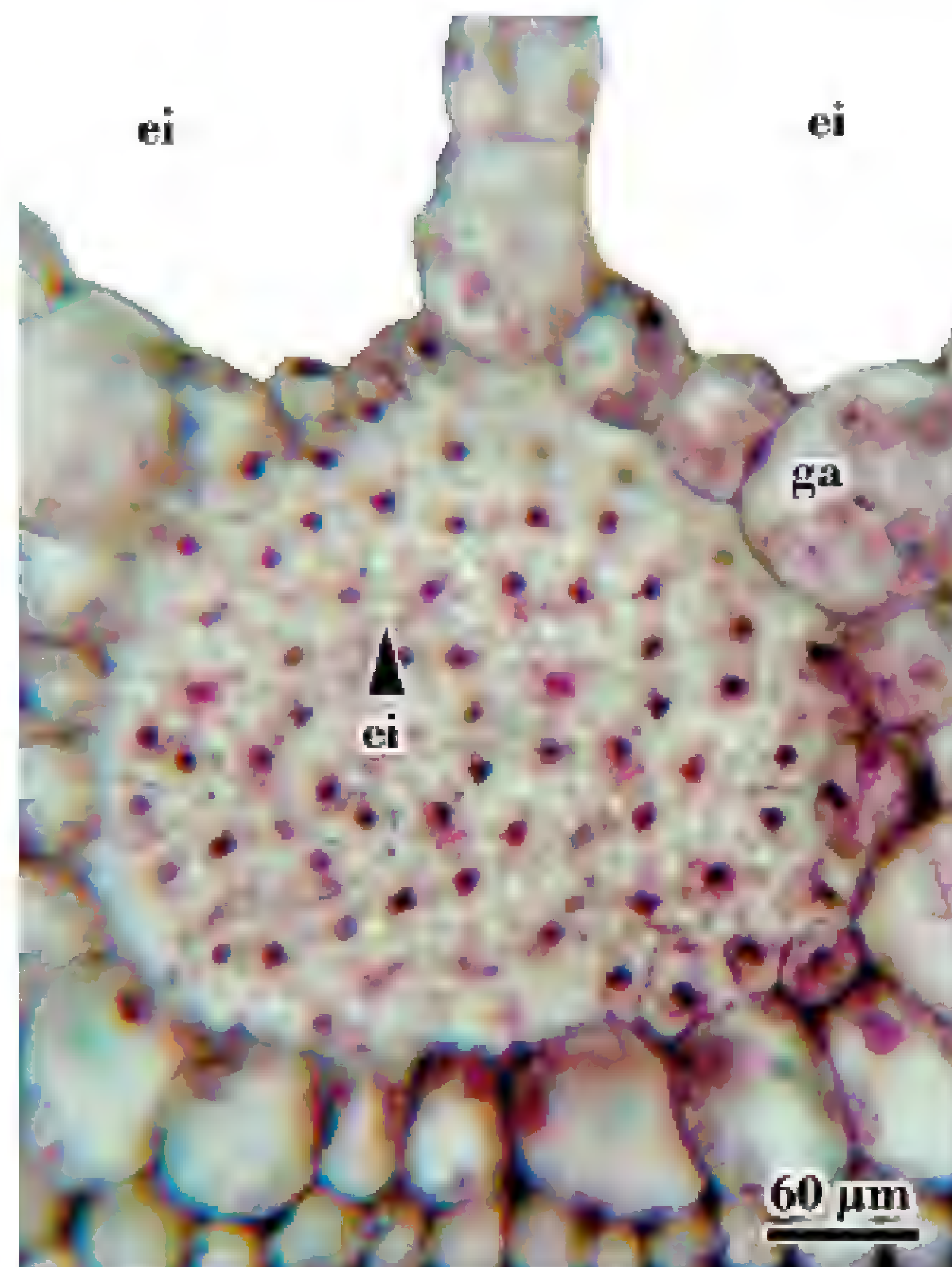


Fig. 22: Diafragma en corte transversal por tallo de *Potamogeton ferrugineus*. Los diafragmas son tabiques transversales que se presentan en las cámaras aéreas y están formados por 1 capa de células pequeñas, con reducidos espacios intercelulares, permiten el paso de gases pero no del agua.

ABREVIATURAS: **cl** = clorénquima; **cp** = cloroplastos; **e** = epidermis; **ei** = espacio intercelular; **f** = fibras; **ga** = granos de almidón



Fig. 23: Parénquima medular reservante, en corte transversal por tallo de *Solanum betaceum*. Se observan granos de almidón.

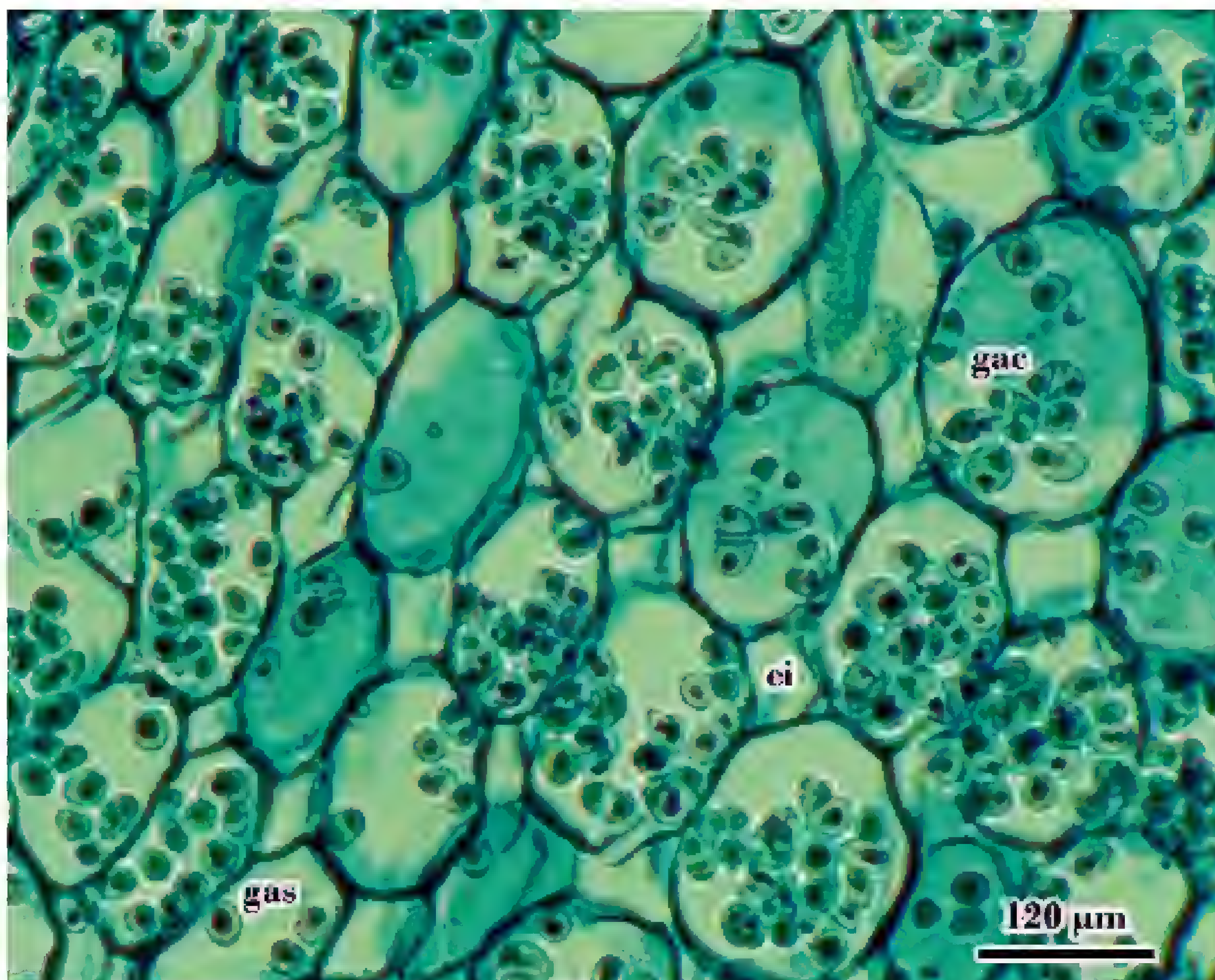


Fig. 24: Parénquima cortical reservante, en corte transversal por raíz de *Solanum juvenale* Thell. Se observan granos de almidón.

ABREVIATURAS: **ar** = areniscas cristalinas; **ei** = espacio intercelular; **gac** = granos de almidón compuestos; **gas** = granos de almidón simple; **n** = núcleo

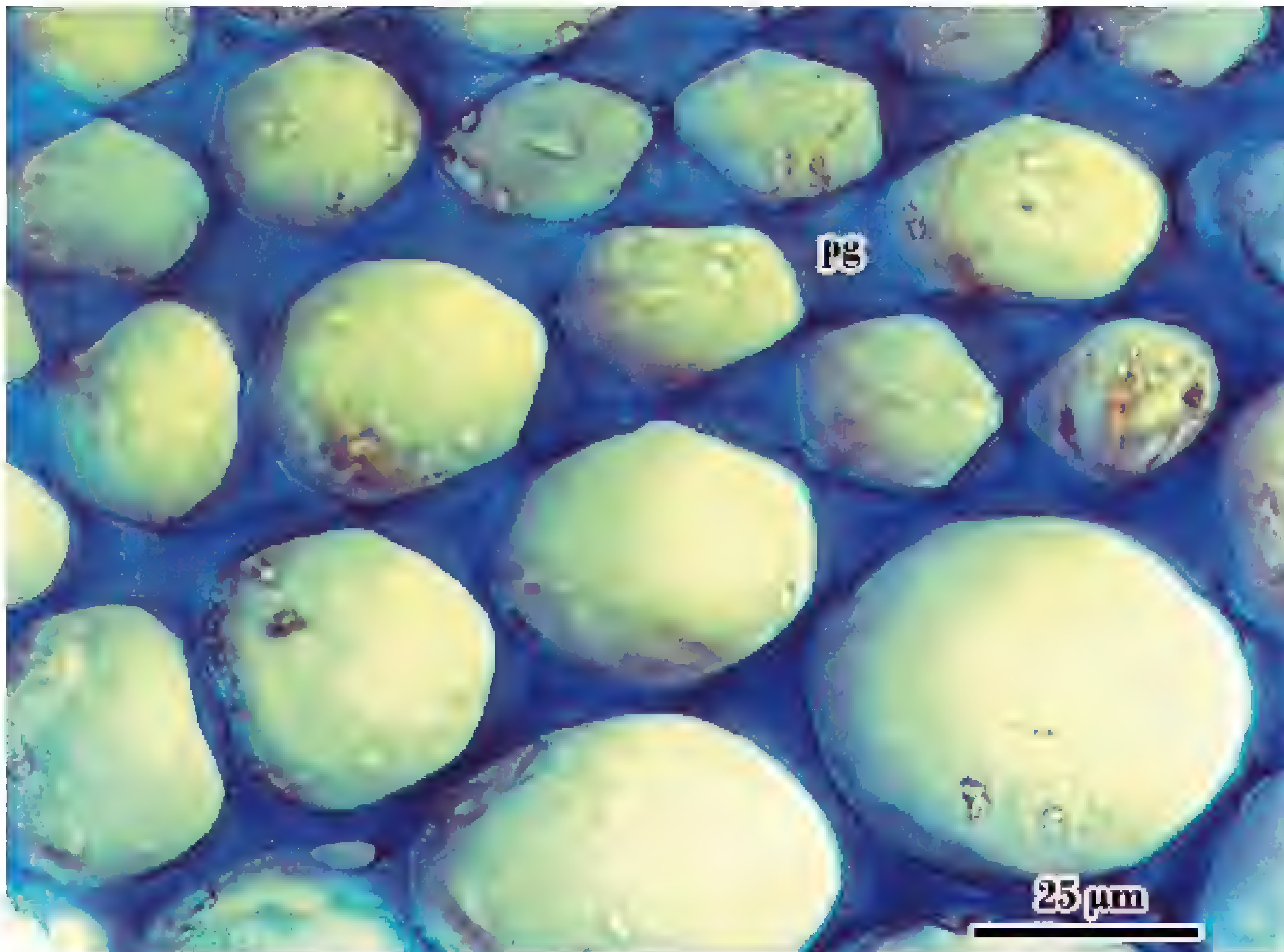


Fig. 25: Colénquima angular en corte transversal, por corteza de tallo de *Solanum hieronymi* Kuntze. Se observan engrosamientos celulósicos desiguales en la pared celular, ubicados en los ángulos formados por varias células que se ponen en contacto.

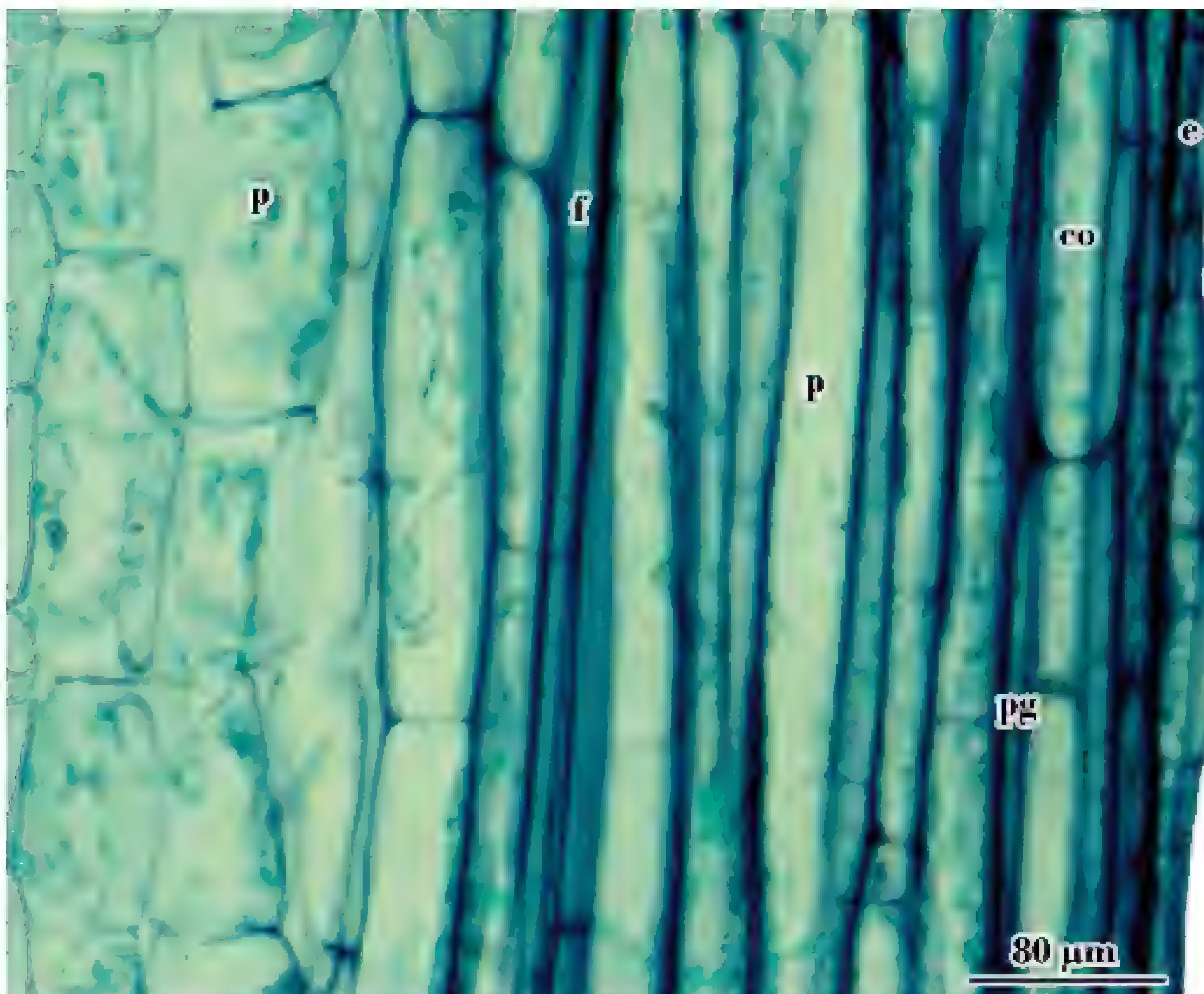


Fig. 26: Colénquima angular en corte longitudinal por corteza de tallo de *Cucurbita pepo* L. "zapallo". Se observan células del colénquima de forma prismática con paredes celulósicas desigualmente engrosadas.

ABREVIATURAS: **cl** = clorénquima; **co** = colénquima; **e** = epidermis; **f** = fibras; **p** = parénquima; **pg** = pared engrosada

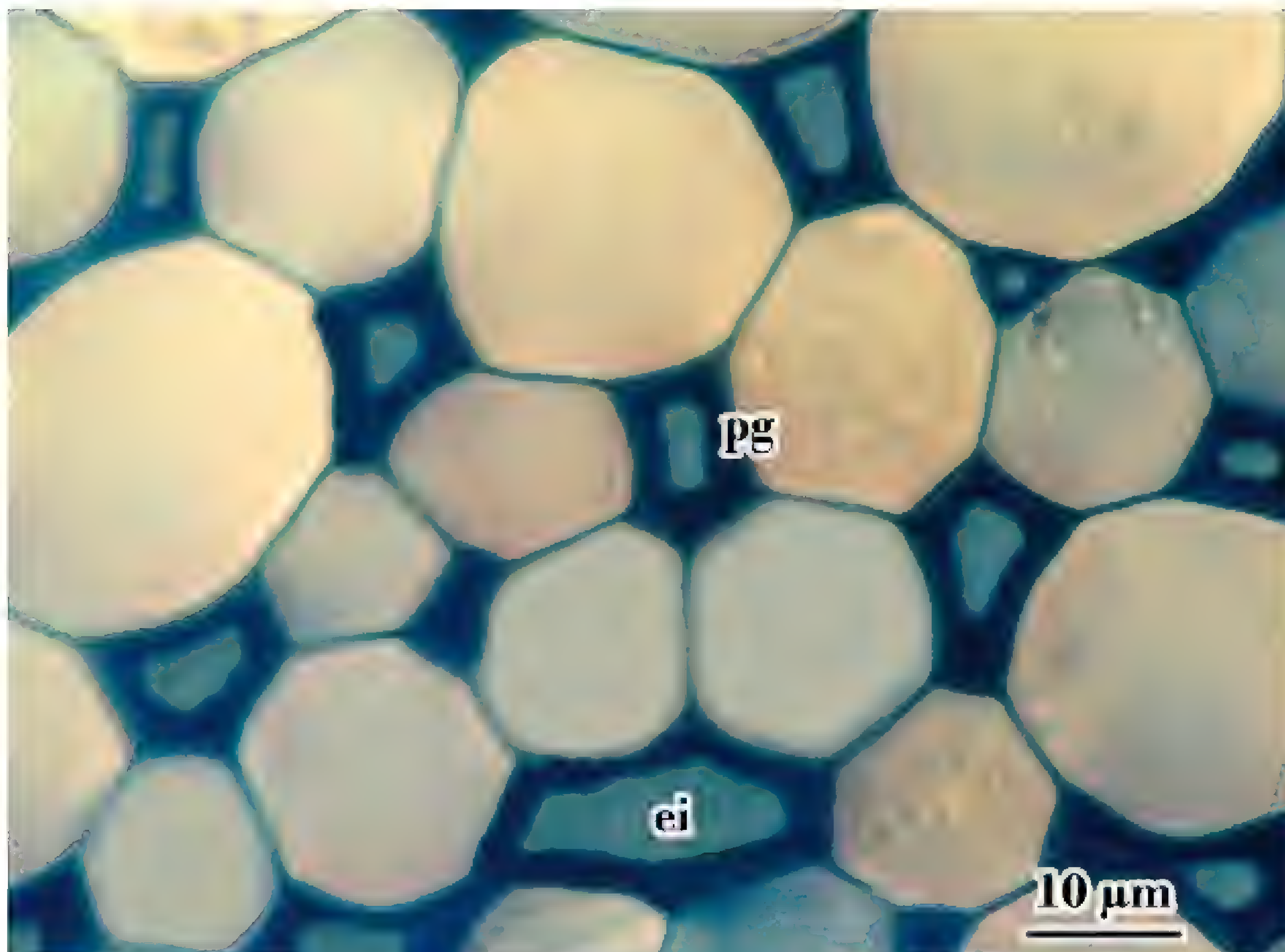


Fig. 27: Colénquima lagunar en corte transversal, por corteza de tallo de *Datura ferox* L. Se observan engrosamientos celulósicos de la pared celular, rodeando los espacios intercelulares.

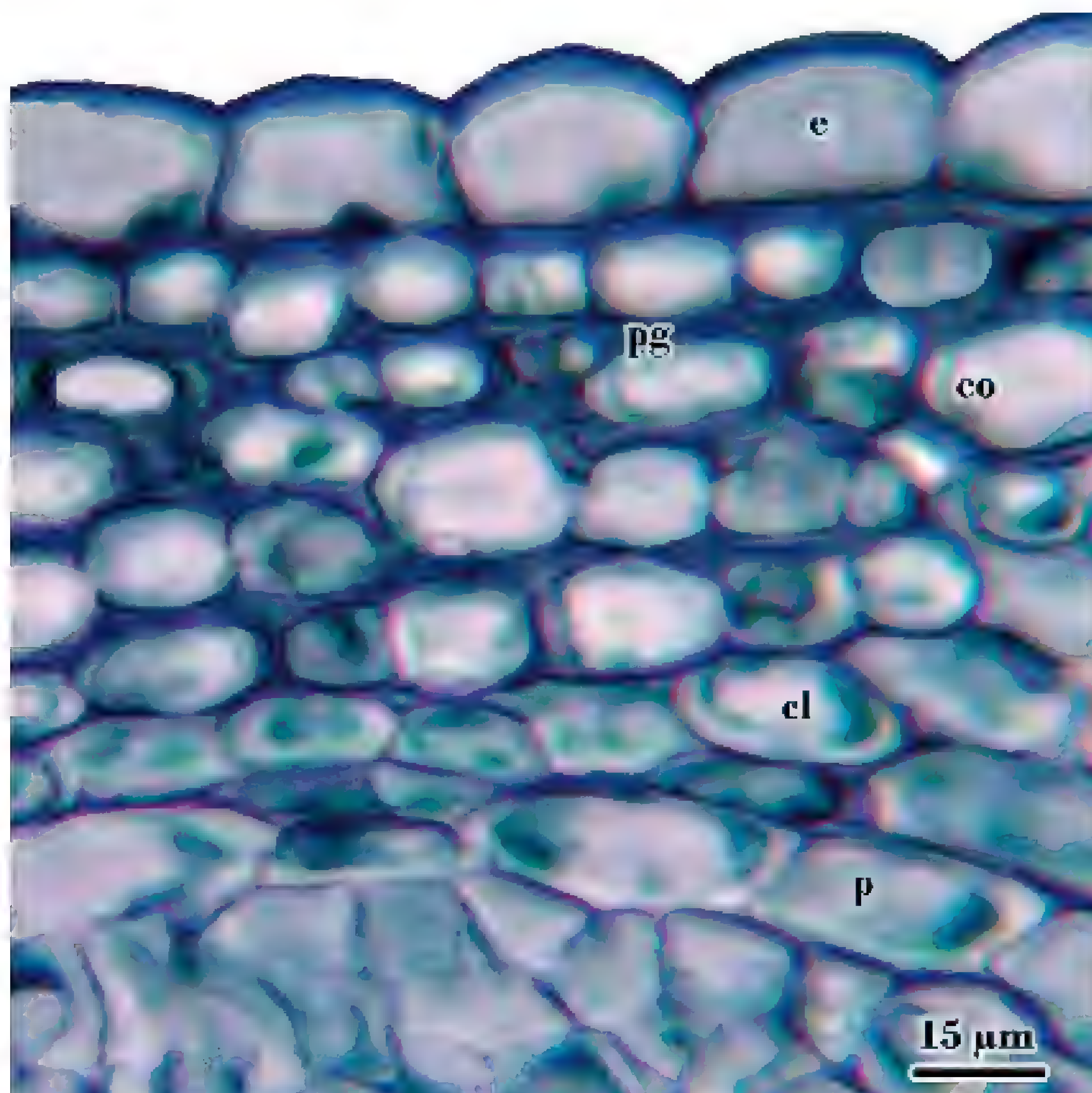


Fig. 28: Colénquima laminar subepidérmico en corte transversal, por corteza de tallo de *Passiflora caerulea* L. Se observan engrosamientos celulósicos en las paredes tangenciales.

ABREVIATURAS: **co** = colénquima; **e** = epidermis; **ei** = espacio intercelular; **p** = parénquima; **pg** = pared engrosada

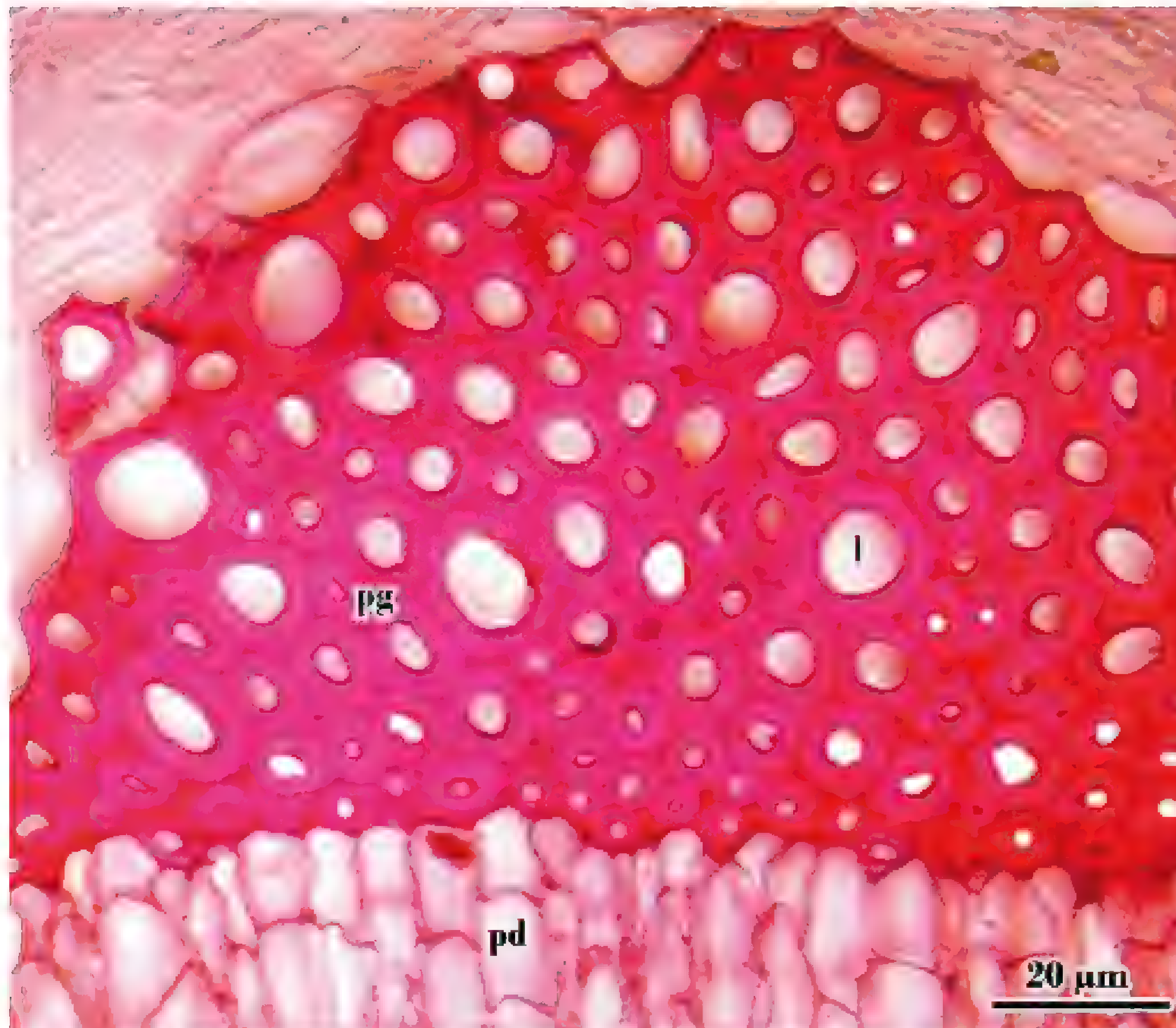


Fig. 29: Esclerénquima. Fibras perivasculares en corte transversal, por tallo de *Pantacantha ameghinoi* Speg. Se observan las paredes celulares uniformemente engrosadas y lignificadas. La peridermis es de origen pericíclico.

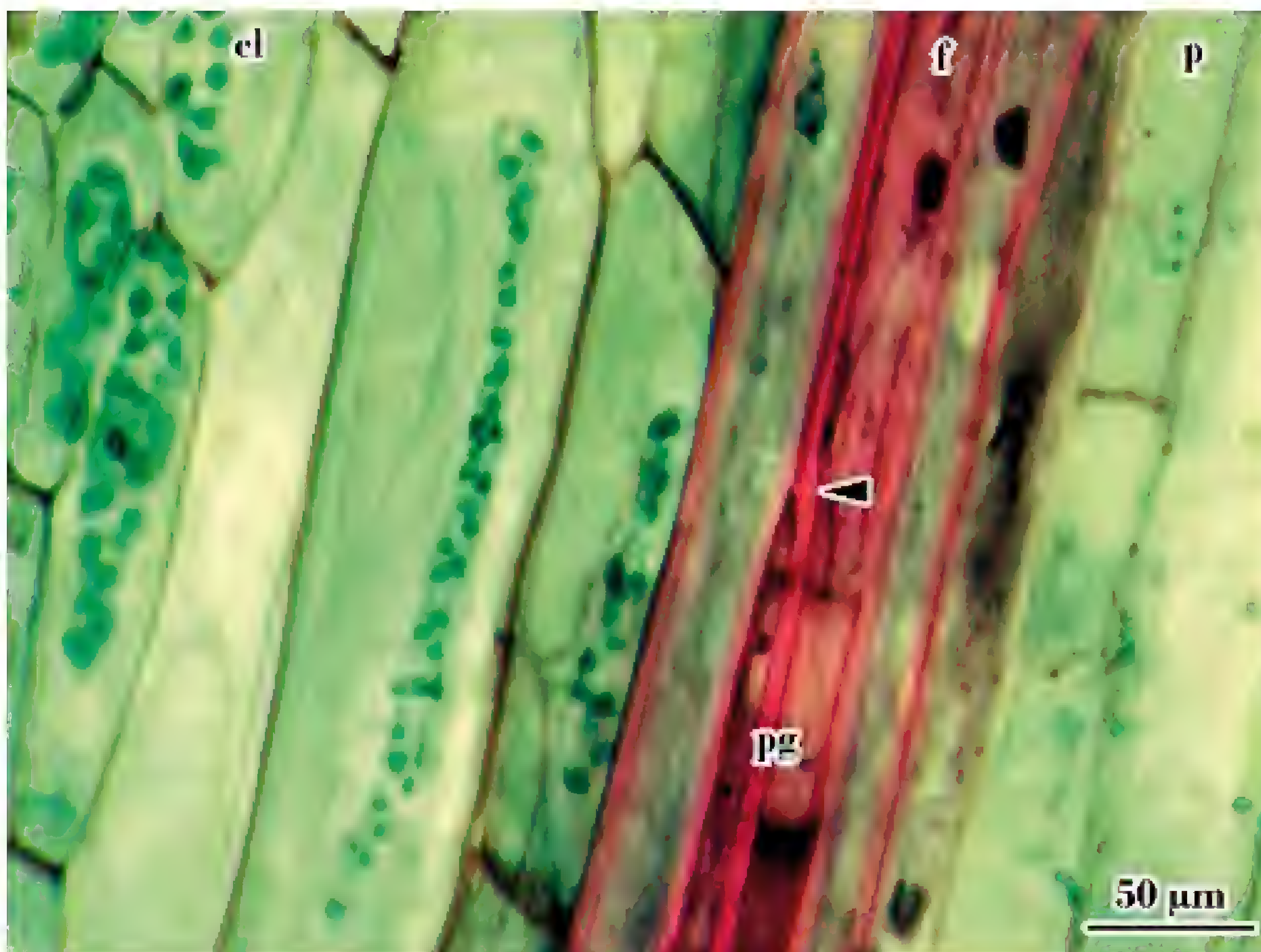


Fig. 30: Fibras corticales en corte longitudinal, por tallo de *Ruscus hypoglossum*. Se observa el extremo aguzado, marcado con cabeza de flecha.

ABREVIATURAS: **cl** = clorénquima; **f** = fibras; **l** = lumen, **p** = parénquima; **pd** = peridermis; **pg** = pared engrosada

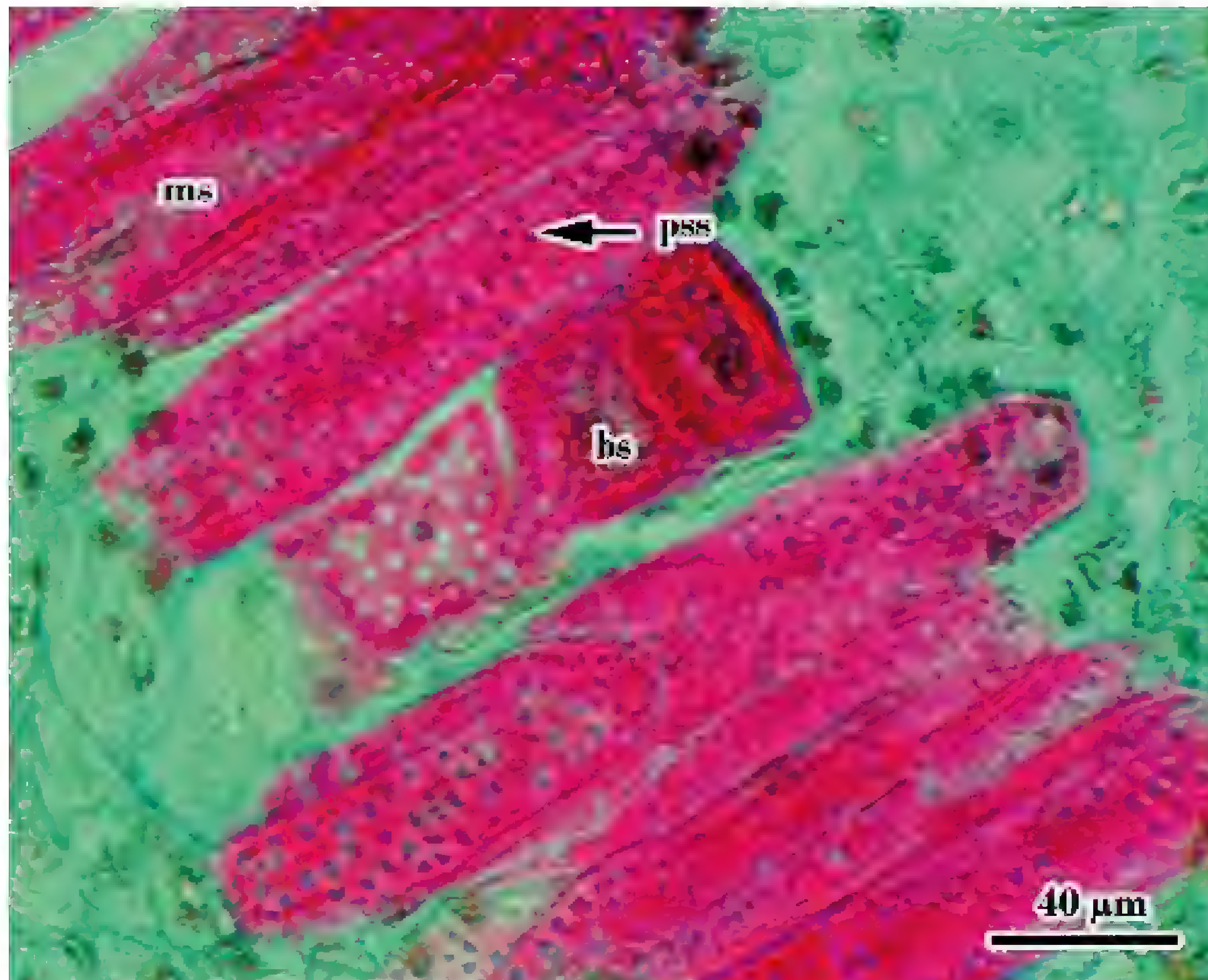


Fig. 31: Esclerénquima. Macrosclereidas y braquisclereidas en el mesocarpo de *Trithrinax campestris* (Burmeist.) Drude & Griseb.

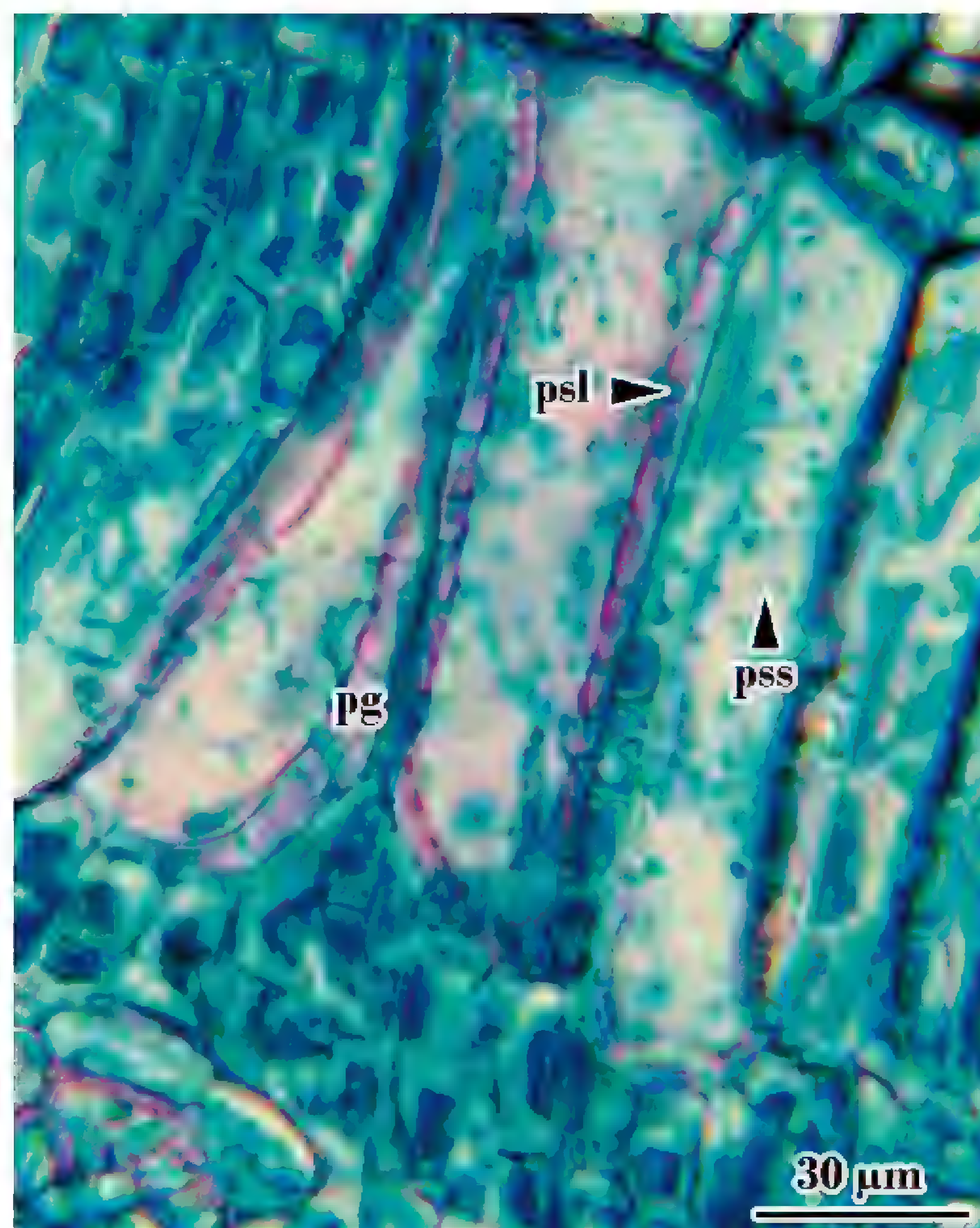


Fig. 32: Macrosclereidas en hoja de *Aspidosperma quebracho-blanco* Schltdl. Se observan puntuaciones simples en vista superficial y en corte longitudinal.

ABREVIATURAS: **bs** = braquisclereidas; **ms** = macrosclereidas; **pg** = pared engrosada; **psl** = puntuación simple en vista longitudinal; **pss** = puntuación simple en vista superficial

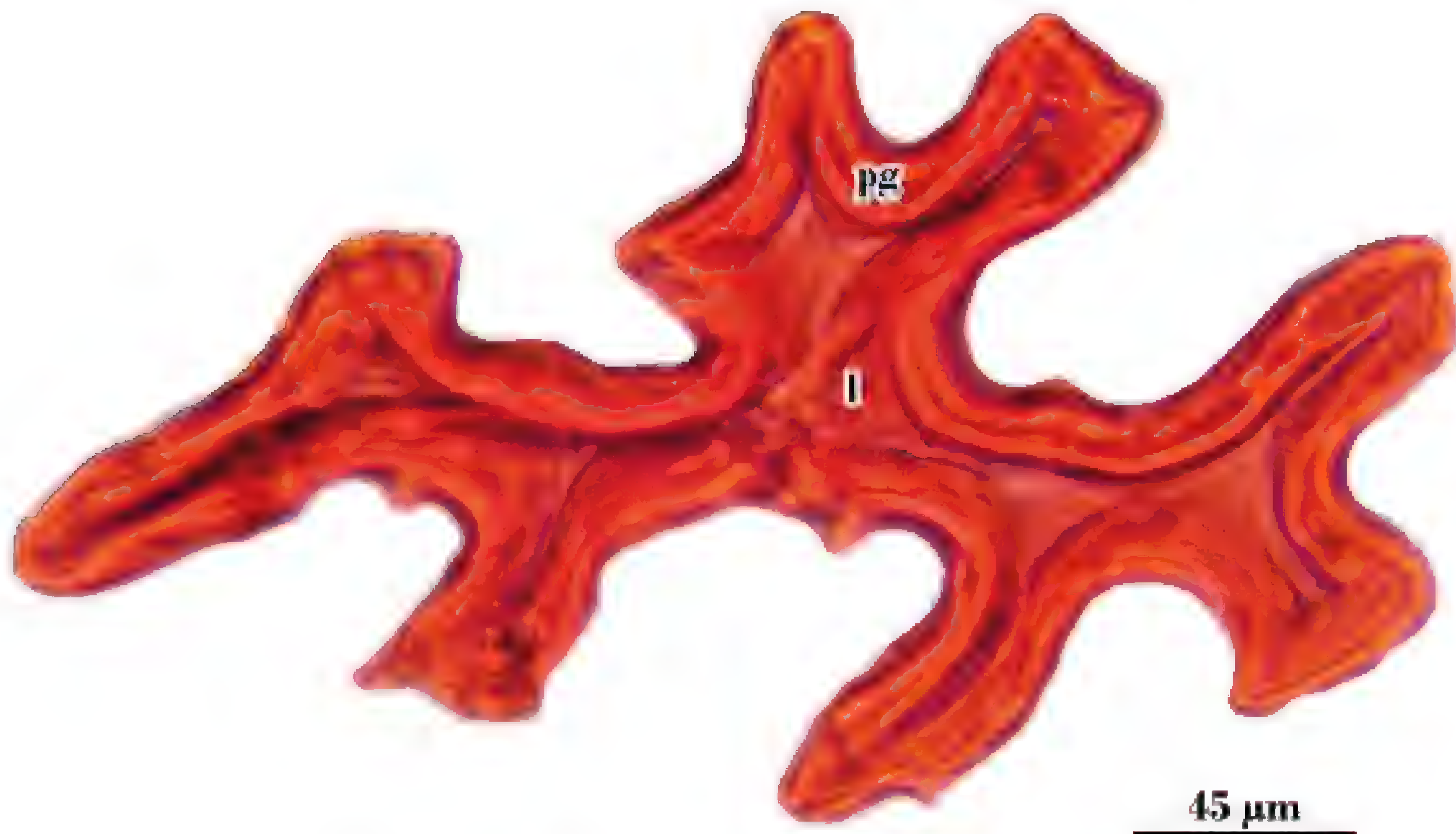


Fig. 33: Esclereida de contorno ondulado del tegumento seminal de *Solanum argentinum* Bitter & Lillo.

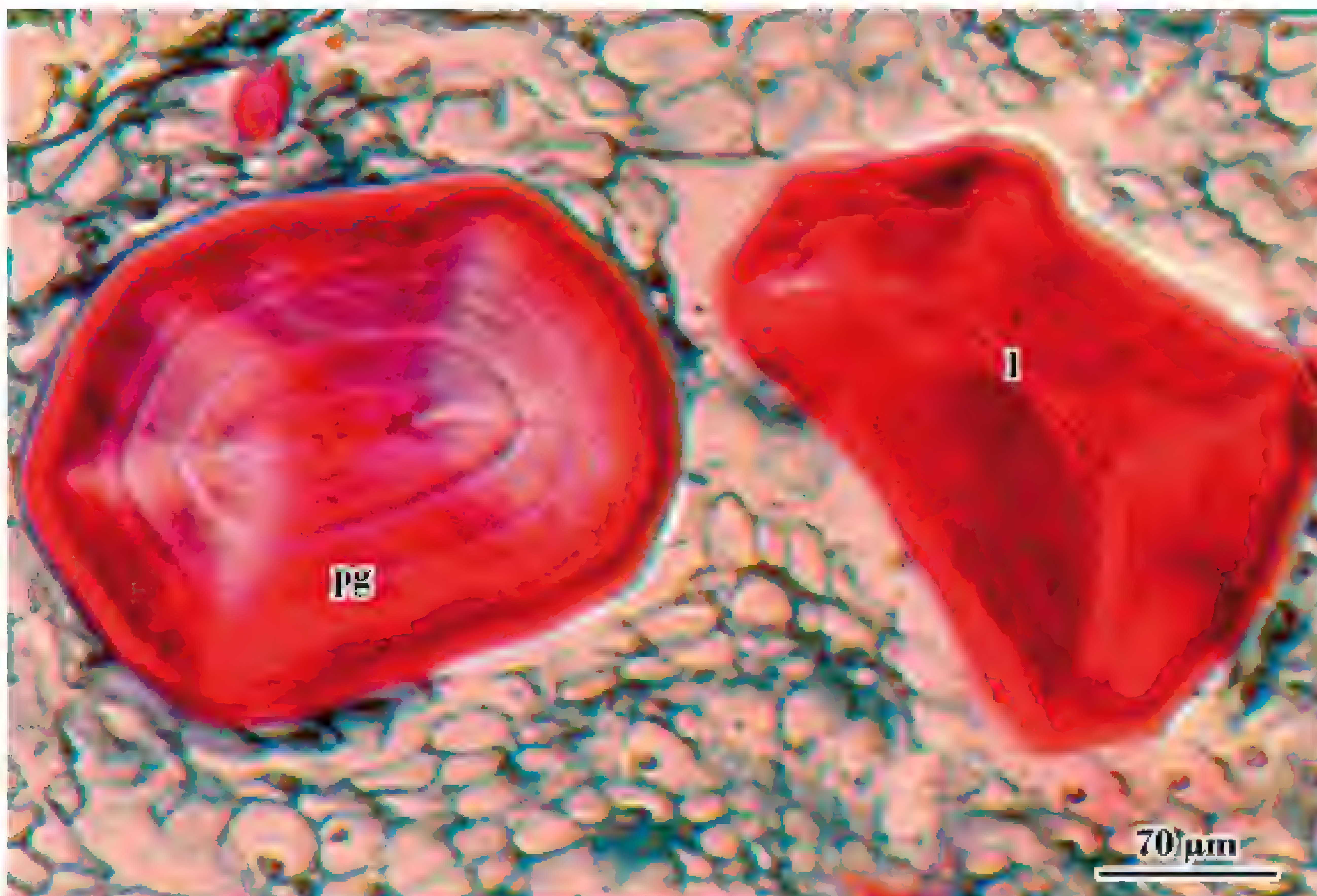


Fig. 34: Fibroesclereidas en corte transversal, en el floema del tallo de *Benthamiella azorella* (Skottsb.) A. Soriano. Se observa la pared secundaria con lamelas y lumen reducido.

ABREVIATURAS: **l** = lumen; **pg** = pared engrosada

3. Tejidos vasculares primarios

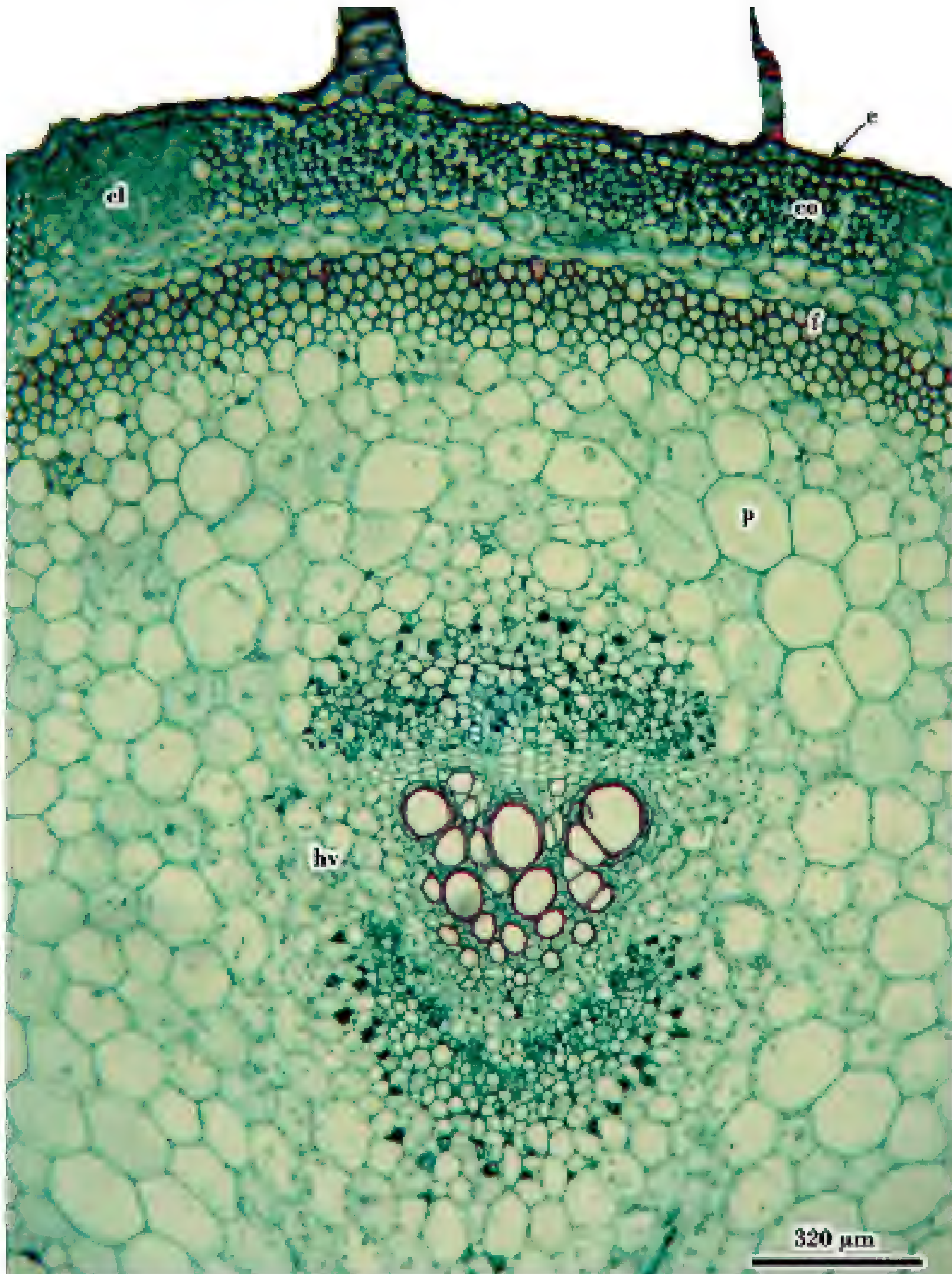


Fig. 35: Corte transversal por tallo de *Cucurbita pepo* "zapallo". Se observa la epidermis, corteza y un hacecillo bicolateral.

ABREVIATURAS: **co** = colénquima; **cl** = clorénquima; **e** = epidermis; **f** = fibras; **hv** = haz vascular; **p** = parénquima



Fig. 36: Hacecillo bicolateral abierto en corte transversal por tallo de *Cucurbita pepo* "zapallo". Se observa floema externo e interno, cámbium y xilema.

ABREVIATURAS: **ca** = cámbium; **fle** = floema externo; **fli** = floema interno; **x** = xilema

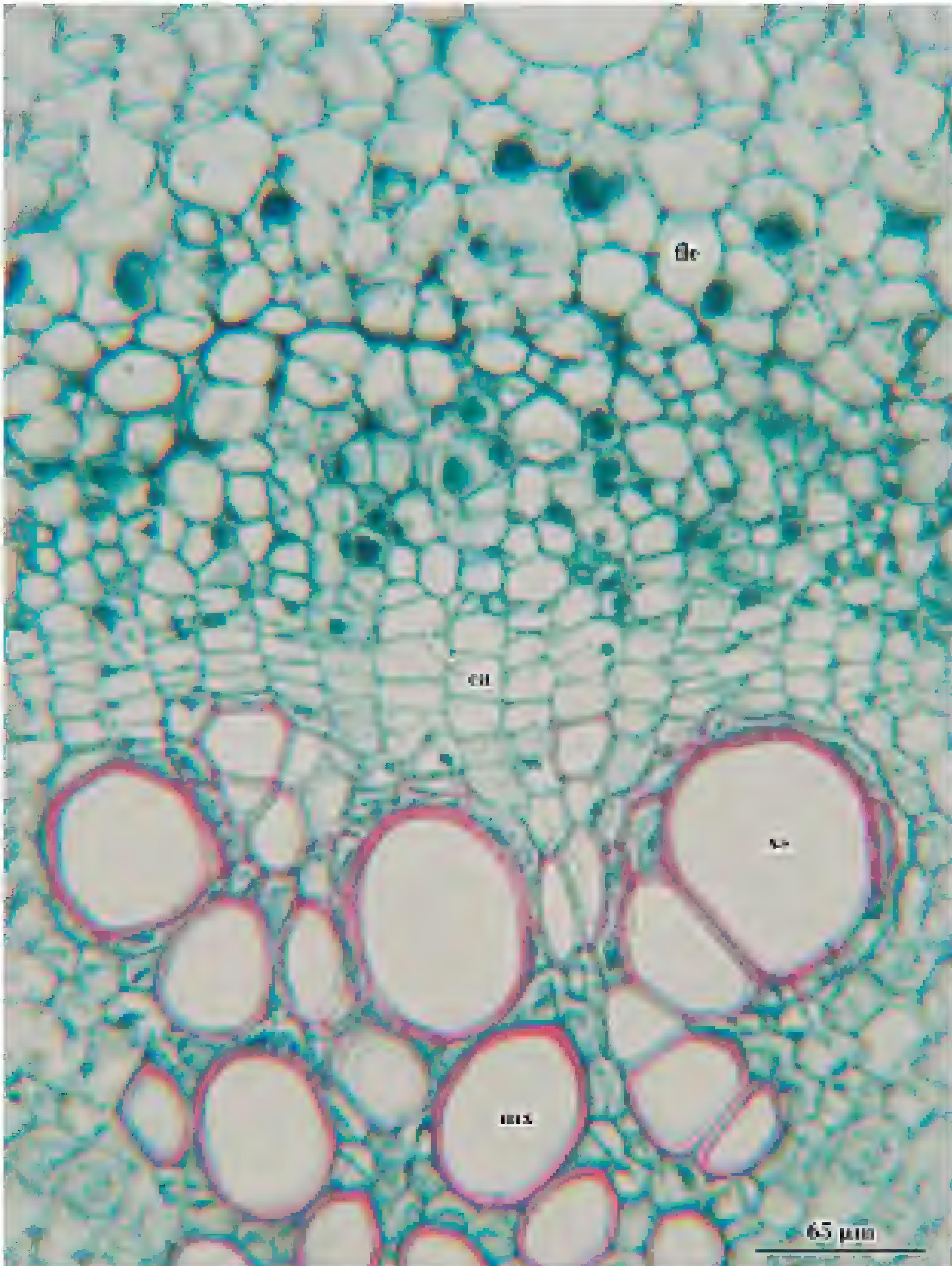


Fig. 37: Parte del hacecillo bicolateral de *Cucurbita pepo* "zapallo", en corte transversal. Se observa metaxilema, xilema secundario, cámbium y floema externo.

ABREVIATURAS: **ca** = cámbium; **fle** = floema externo; **mx** = metaxilema; **xs** = xilema secundario

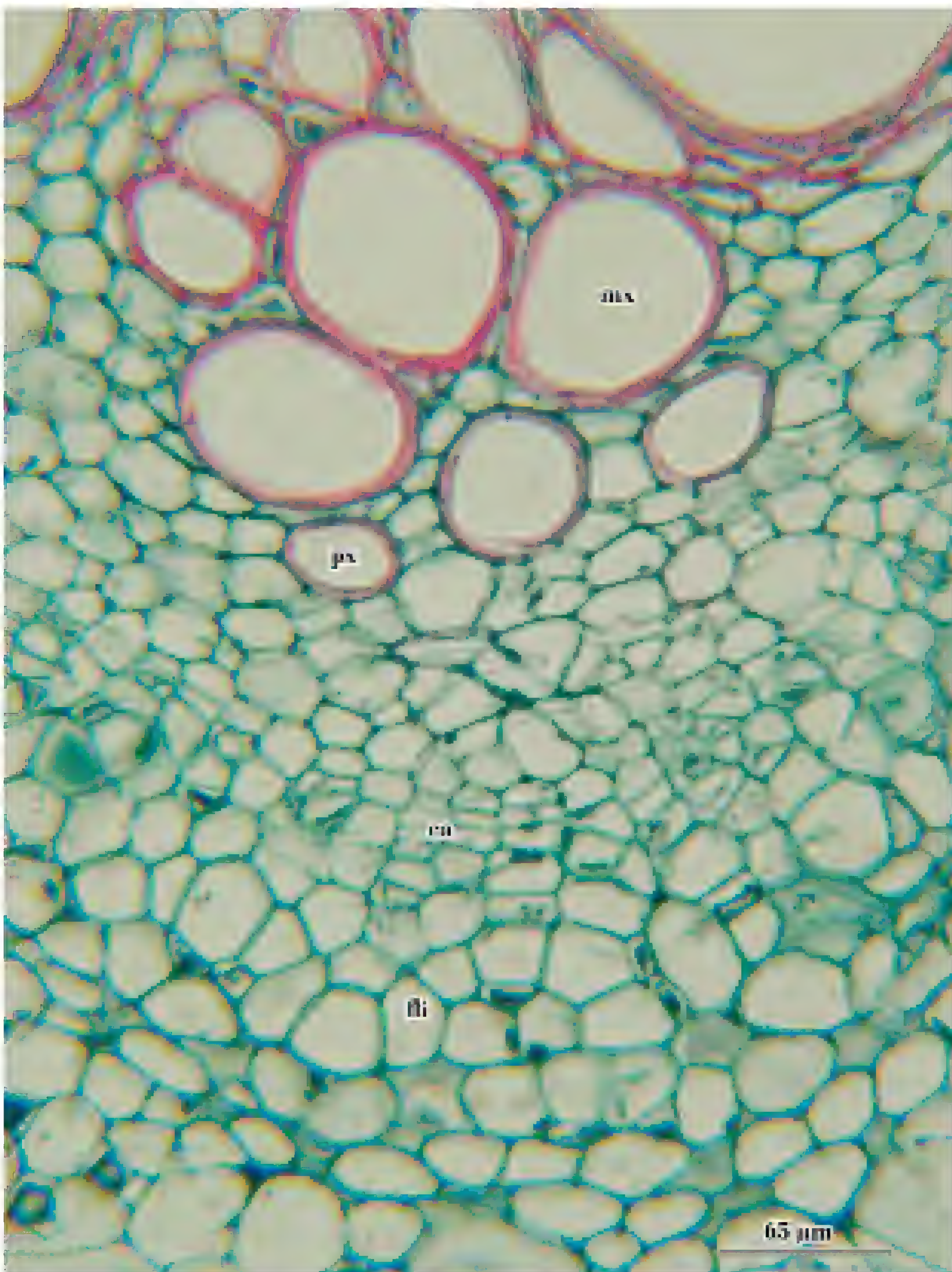


Fig. 38: Parte del hacecillo bicolateral de *Cucurbita pepo* "zapallo", en corte transversal. Se observa metaxilema, protoxilema, cámbium interno y floema interno.

ABREVIATURAS: **ca** = cámbium; **fli** = floema interno; **mx** = metaxilema; **px** = protoxilema

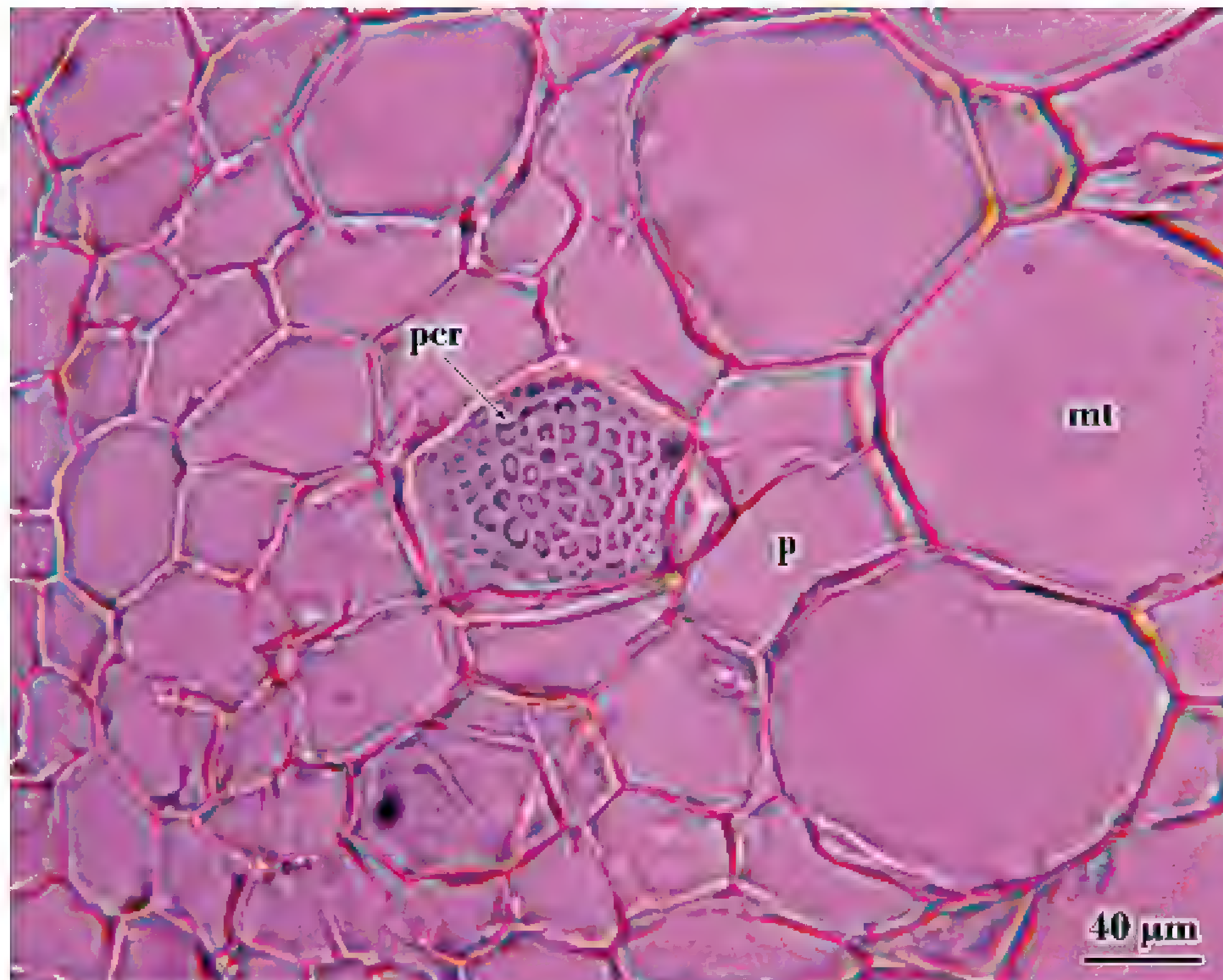


Fig. 39: Floema del tallo de *Cucurbita pepo* "zapallo", en corte transversal. Se observa la placa cribosa simple de un miembro de tubo criboso y células parenquimáticas.

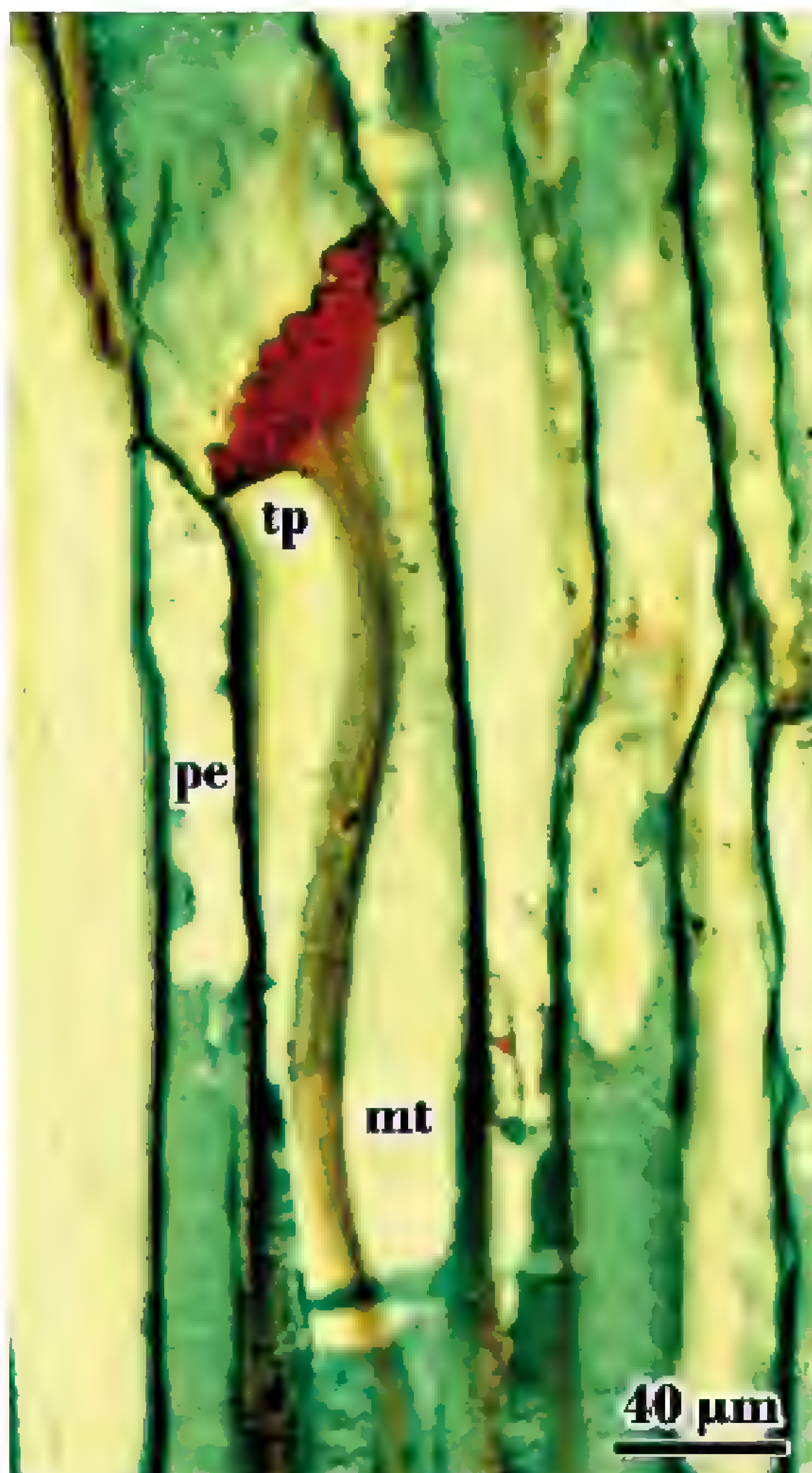


Fig. 40: Floema del tallo de *Cucurbita* sp., en corte longitudinal. Se observa un miembro de tubo criboso con tapón de proteína "P".

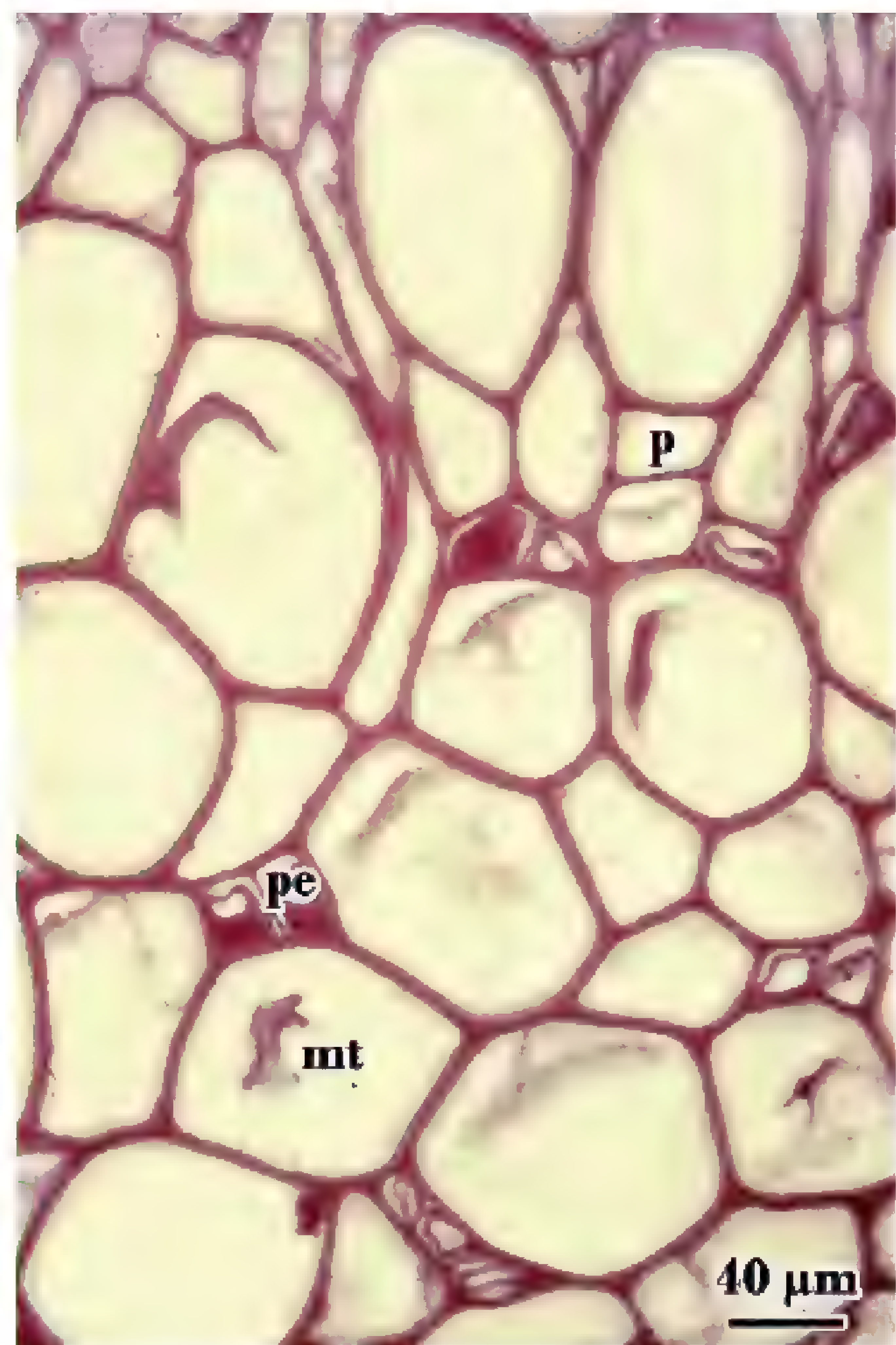


Fig. 41: Floema del tallo de *Cucurbita pepo* "zapallo", en corte transversal. Se observan miembros de tubo cribosos con células acompañantes (parénquima especializado) y parénquima floemático.

ABREVIATURAS: **mt** = miembro de tubo criboso; *p* = parénquima; *pcr* = placa cribosa; *pe* = parénquima especializado (células acompañantes); **tp** = tapón de proteína "p"

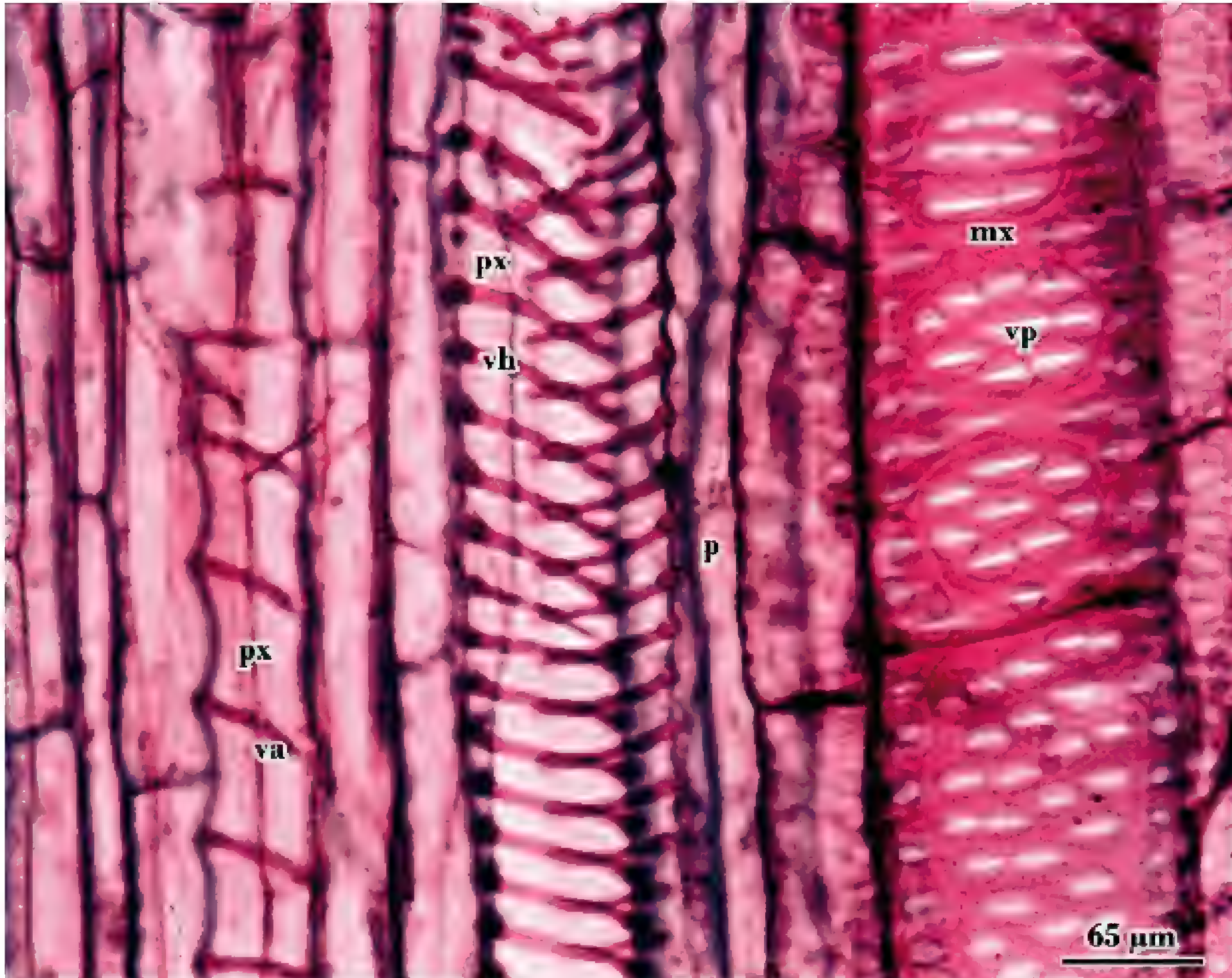


Fig. 42: Xilema primario en corte longitudinal por tallo de *Cucurbita* sp. Se observan vasos del protoxilema y metaxilema.

ABREVIATURAS: **mx** = metaxilema; **p** = parénquima; **px** = protoxilema; **va** = vaso anillado; **vh** = vaso helicado; **vp** = vaso puntuado

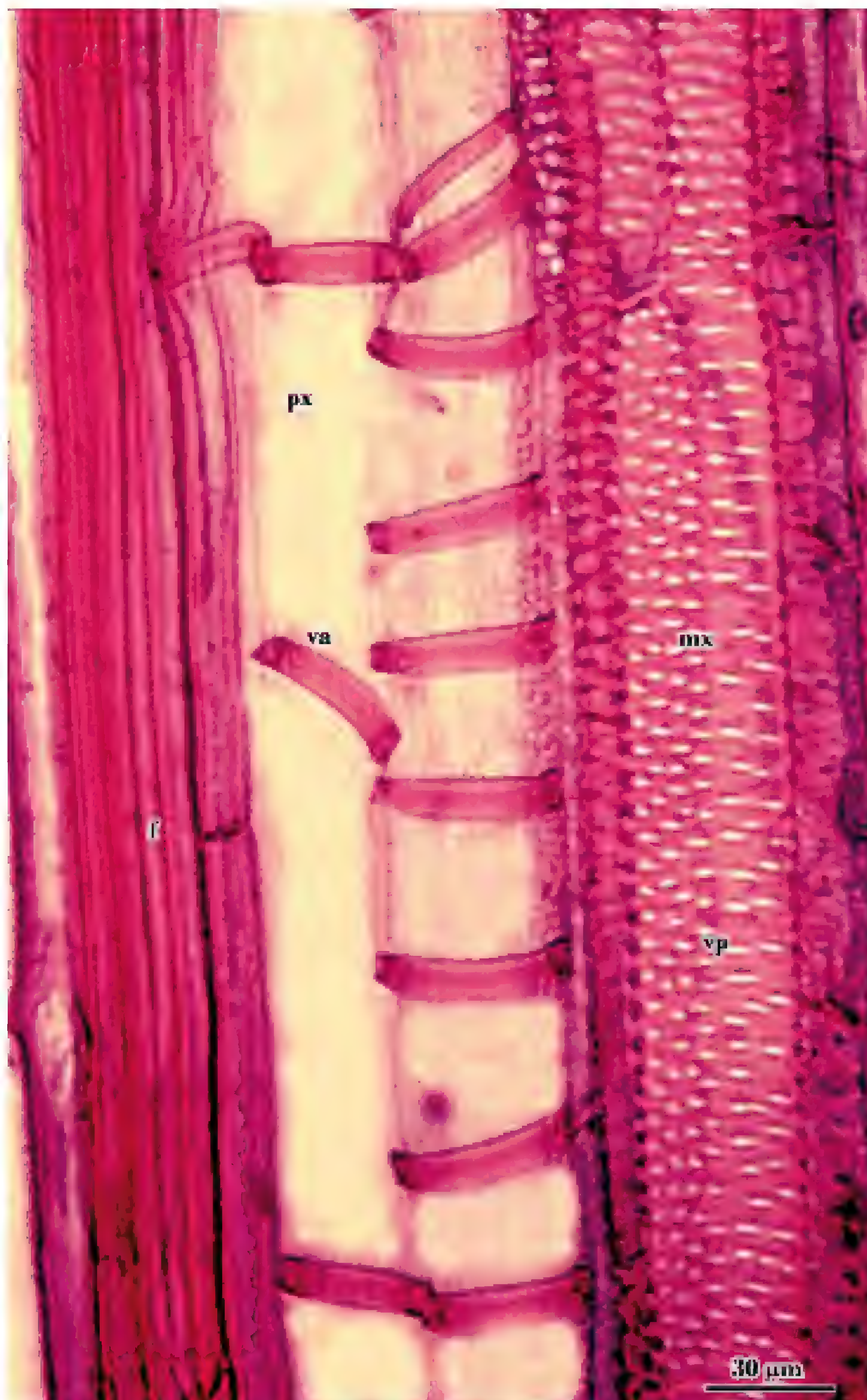


Fig. 43: Xilema primario en corte longitudinal, por tallo de *Zea mays* "maíz". Se observan vasos del protoxilema y metaxilema.

ABREVIATURAS: **f** = fibras; **mx** = metaxilema; **px** = protoxilema; **va** = vaso anillado; **vp** = vaso puntuado

4. Meristemas apicales



Fig. 44: Yema de *Salvia* sp., en corte longitudinal. Se observa el ápice caulinar convexo, protegido por primordios foliares.



Fig. 45: Ápice caulinar de *Salvia* sp., en corte longitudinal. Se observa la túnica con 3 estratos y el cuerpo.

ABREVIATURAS: **ac** = ápice caulinar; **cu** = cuerpo; **mef** = meristema fundamental; **pca** = procambium; **pf** = primordio foliar; **t** = túnica



Fig. 46: Yema de *Zea mays* "maíz", en corte longitudinal. Se observa el ápice caulinar cónico protegido por primordios foliares.

ABREVIATURAS: **ac** = ápice caulinar; **mef** = meristema fundamental; **pca** = procambium; **pf** = primordio foliar

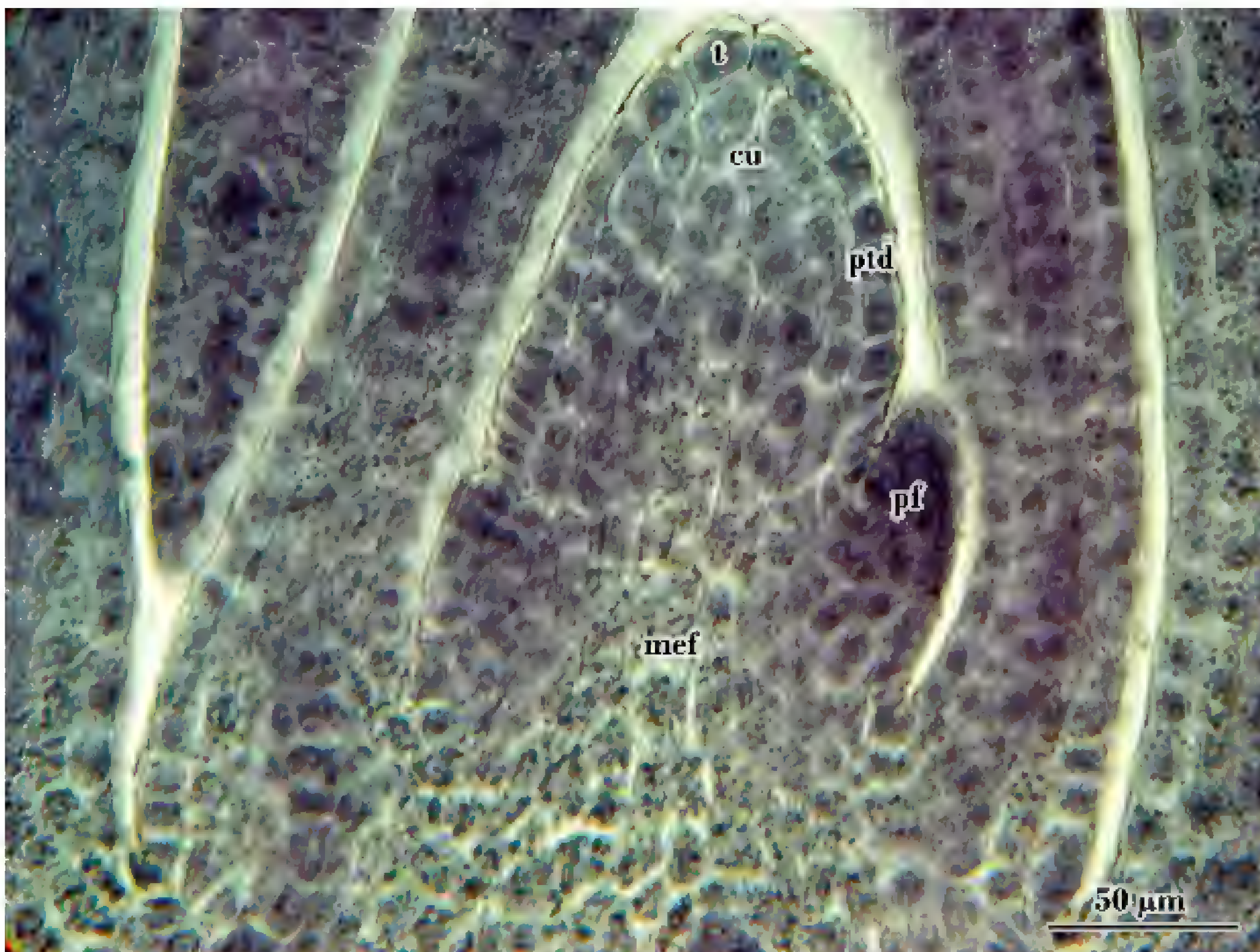


Fig. 47: Ápice caulinar de *Zea mays* "maíz", en corte longitudinal. Se observa la túnica con un estrato y el cuerpo pluristratificado.

ABREVIATURAS: **cu** = cuerpo; **mef** = meristema fundamental; **pf** = primordio foliar; **ptd** = protodermis; **t** = túnica

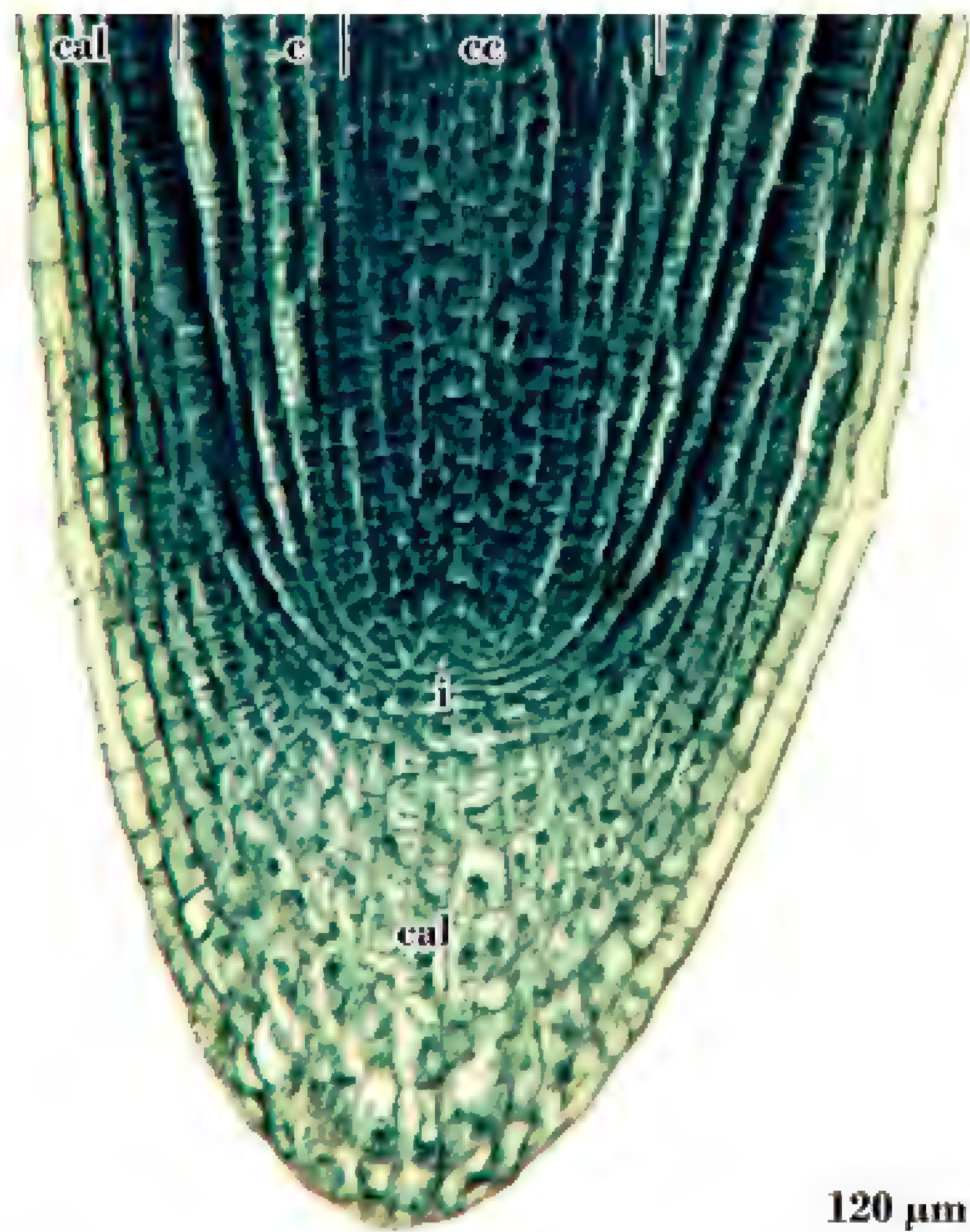


Fig. 48: Ápice radical de *Raphanus sativus* L. "rabanito", en corte longitudinal. Se observa la caliptra protegiendo las células iniciales.

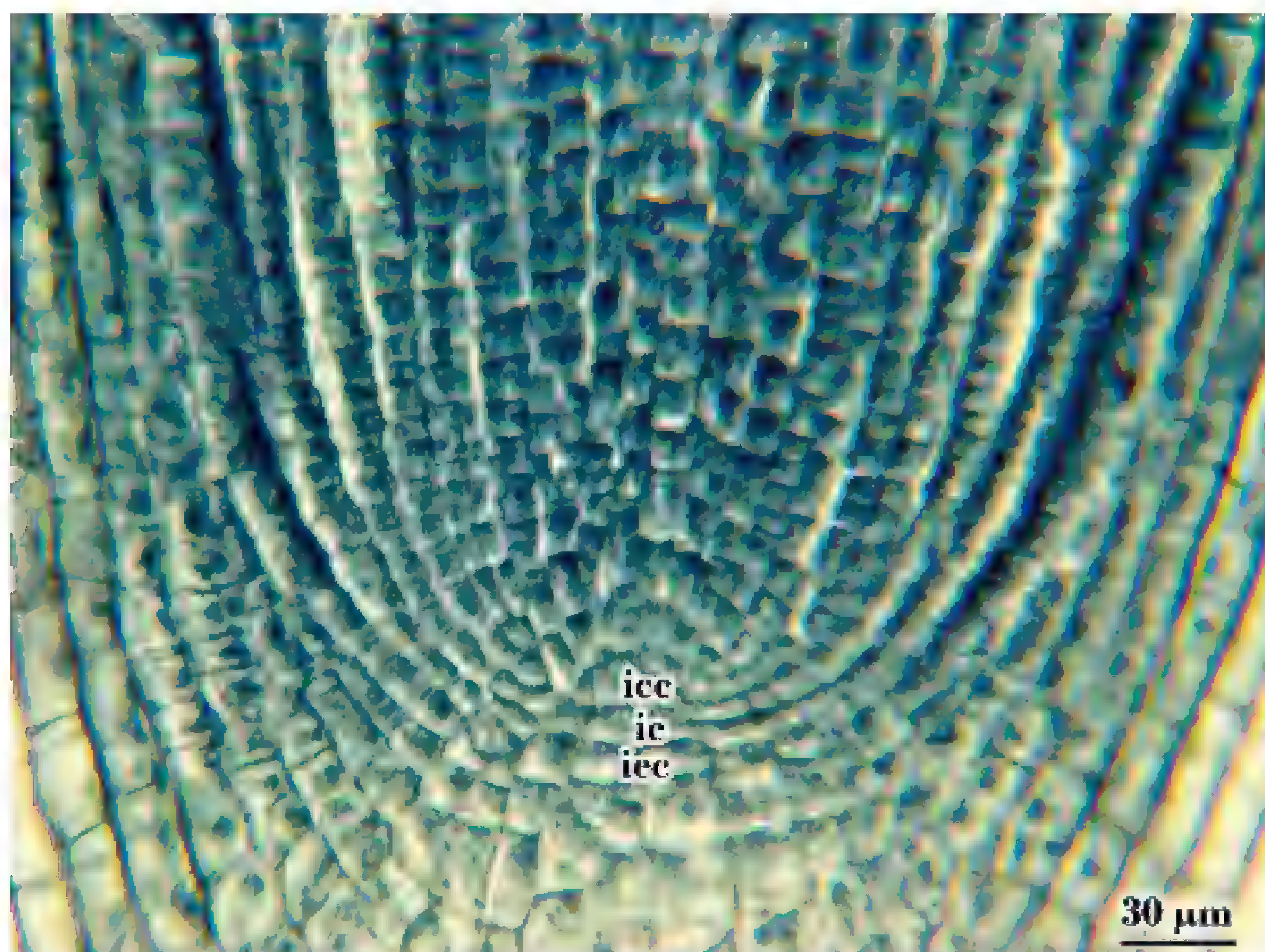


Fig. 49: Promeristema cerrado de la raíz de *Raphanus sativus* "rabanito", en corte longitudinal. Se observan 3 estratos de células iniciales que originan: el cilindro central, la corteza y epidermis y la caliptra.

ABREVIATURAS: **c** = corteza; **cal** = caliptra; **cc** = cilindro central; **i** = células iniciales; **ic** = iniciales de corteza; **icc** = iniciales del cilindro central; **iec** = iniciales de epidermis y caliptra

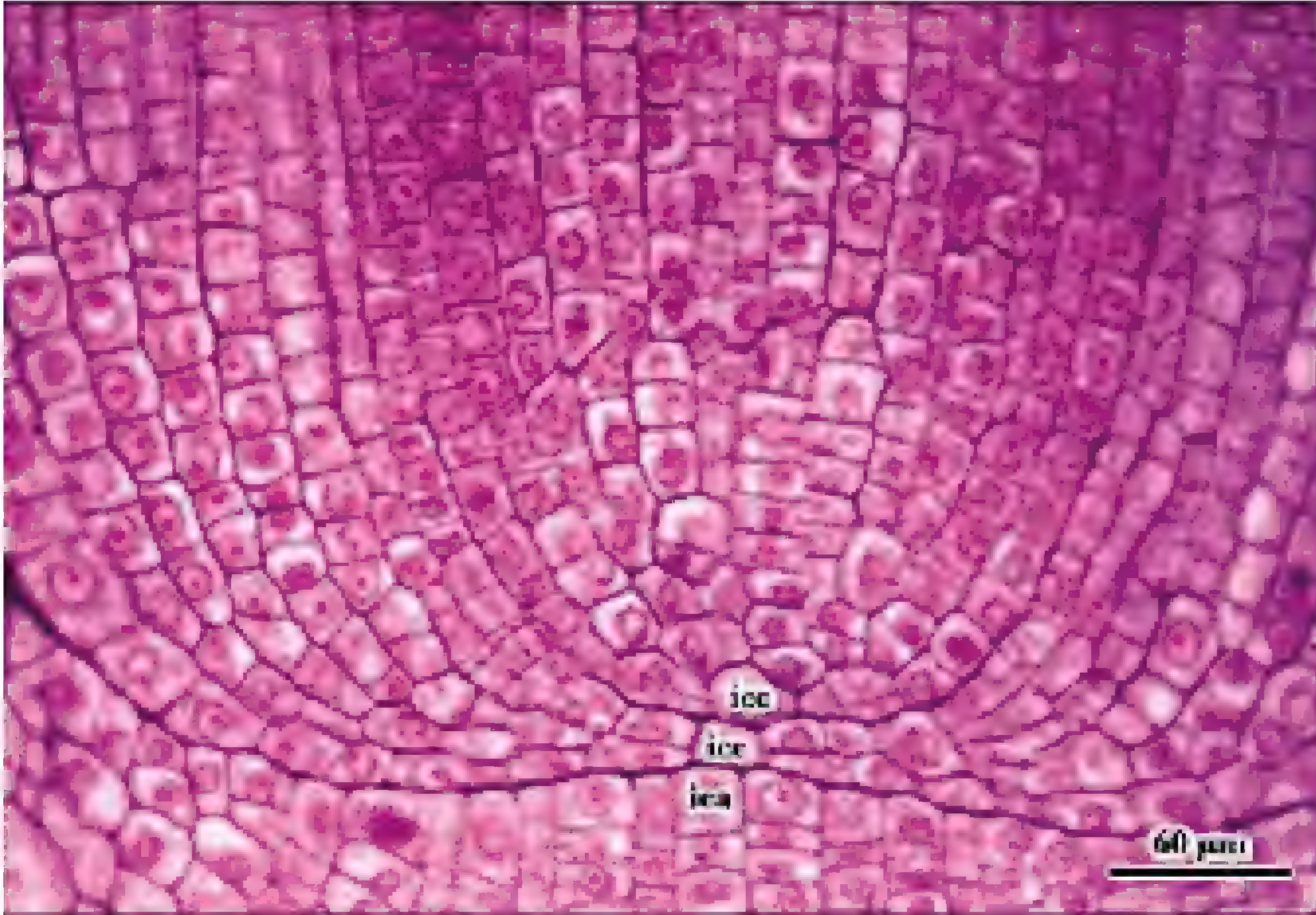


Fig. 50: Promeristema cerrado de la raíz de *Zea mays* "maíz", en corte longitudinal. Se observan 3 estratos de células iniciales, que originan: el cilindro central, la corteza y epidermis y la caliptra.

ABREVIATURAS: **ica** = iniciales de la caliptra; **icc** = iniciales del cilindro central; **ice** = iniciales de corteza y epidermis

5. Raíz: Estructura primaria

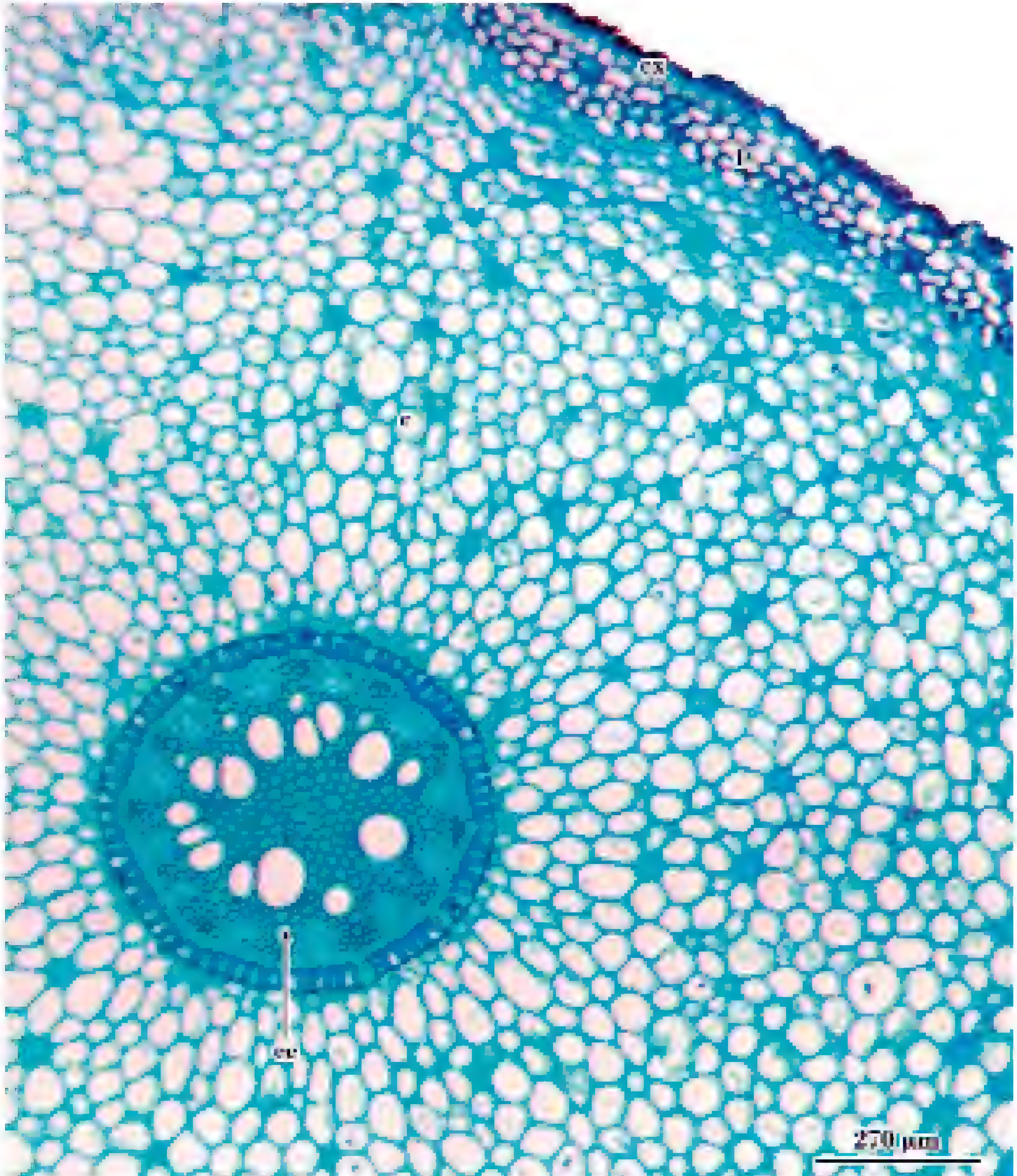


Fig. 51: Raíz poliarca de *Iris* sp., "lirio", en corte transversal. Se observa, corteza y cilindro central.

ABREVIATURAS: **c** = corteza; **cc** = cilindro central; **ex** = exodermis; **f** = fibras

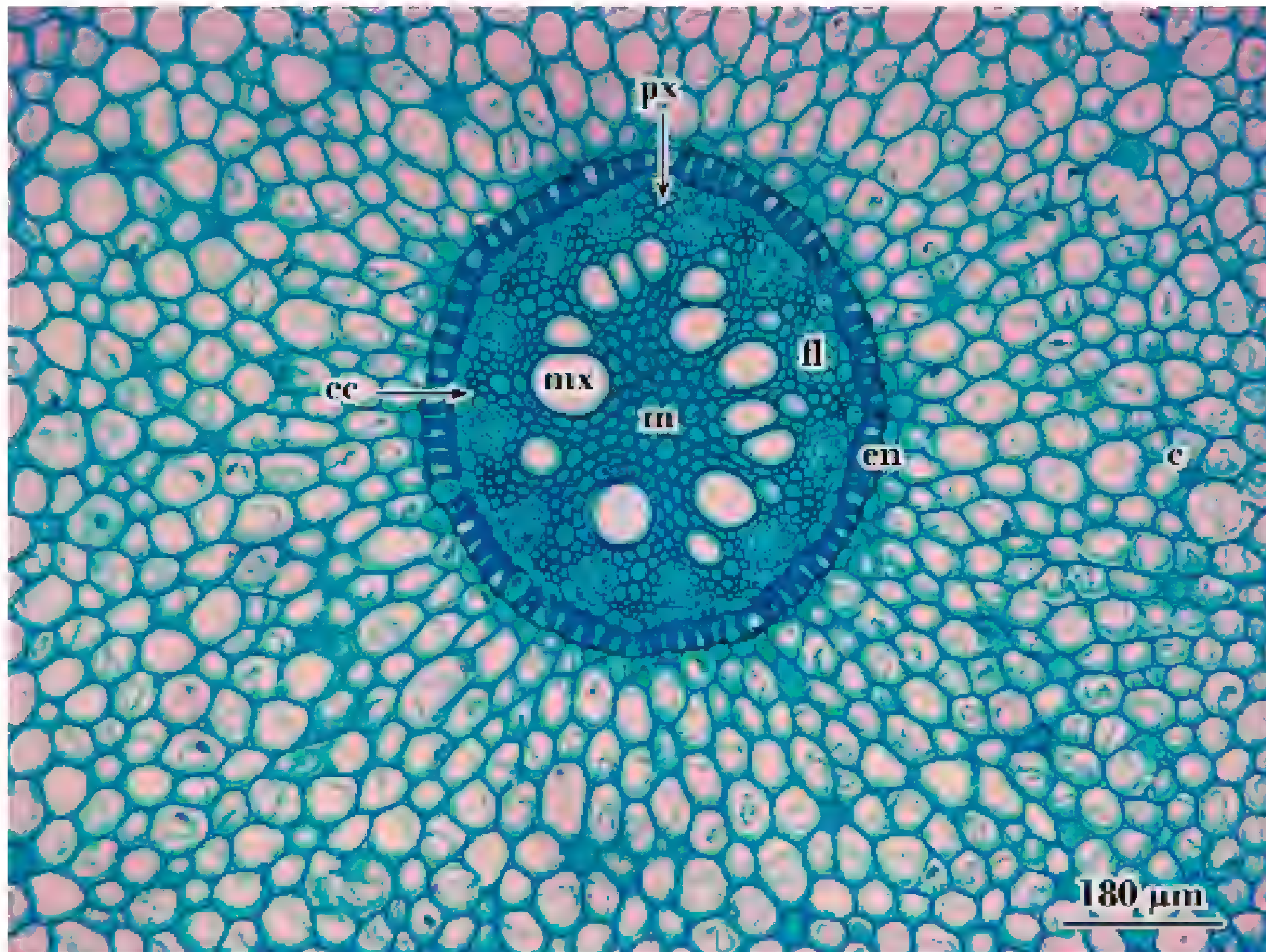


Fig. 52: Cilindro central y parte de la corteza de la raíz poliarca de *Iris* sp., "lirio", en corte transversal. Se observan, numerosos polos de protoxilema que alternan con los polos de floema y en el centro la médula.

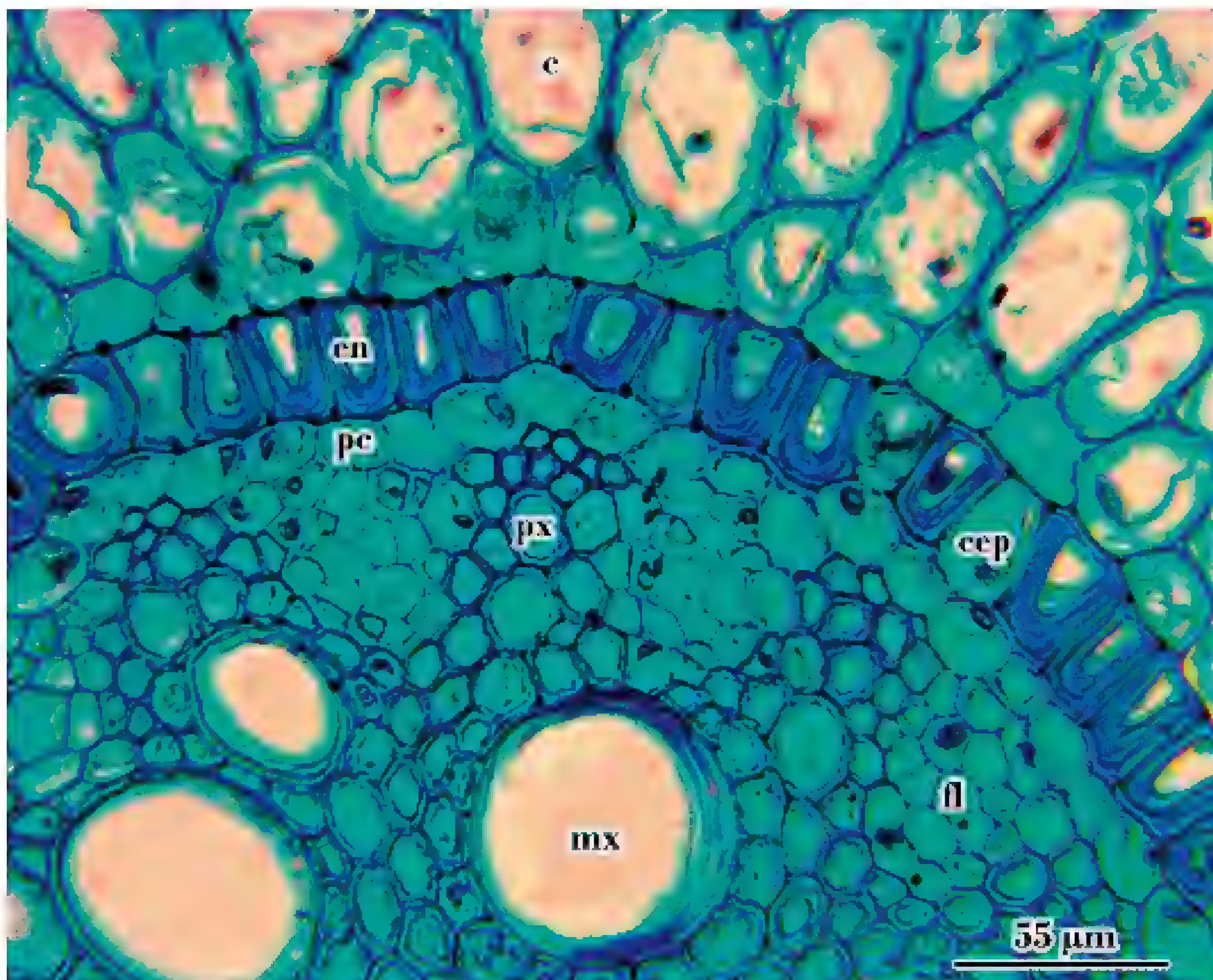


Fig. 53: Parte del cilindro central de la raíz poliarca de *Iris* sp. "lirio", en corte transversal. Se observan, los tejidos vasculares primarios limitados por el periciclo unistrato y la endodermis con engrosamientos secundarios, excepto a nivel de las células de paso.

ABREVIATURAS: **c** = corteza; **cc** = cilindro central; **cep** = células de paso; **en** = endodermis; **fl** = floema; **m** = médula; **mx** = metaxilema; **pc** = periciclo; **px** = protoxilema

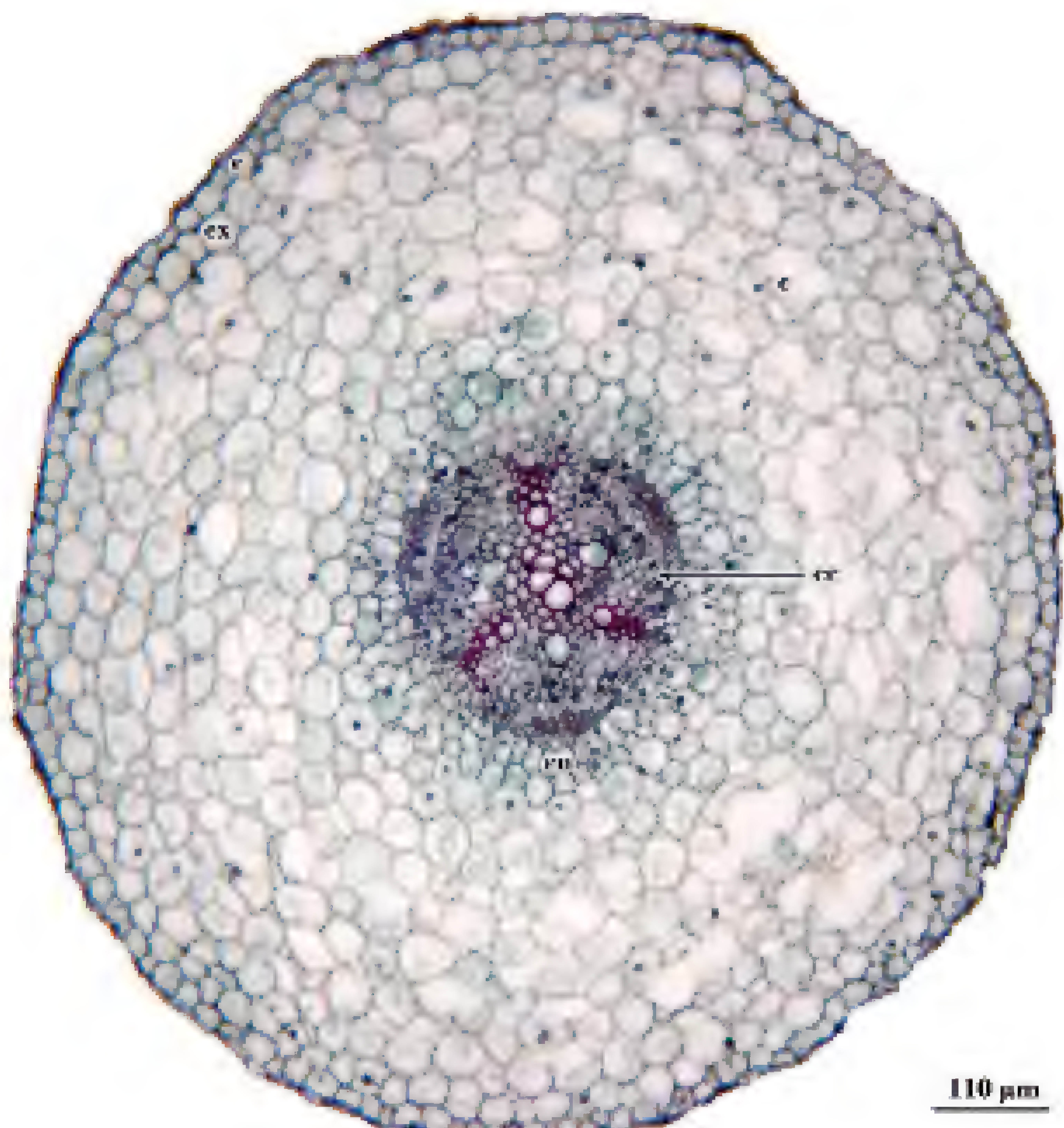


Fig. 54: Raíz triarca de *Lens culinaris* Medik. "lenteja", en corte transversal. Se observa epidermis, corteza y cilindro central.

ABREVIATURAS: **c** = corteza; **cc** = cilindro central; **e** = epidermis; **en** = endodermis; **ex** = exodermis

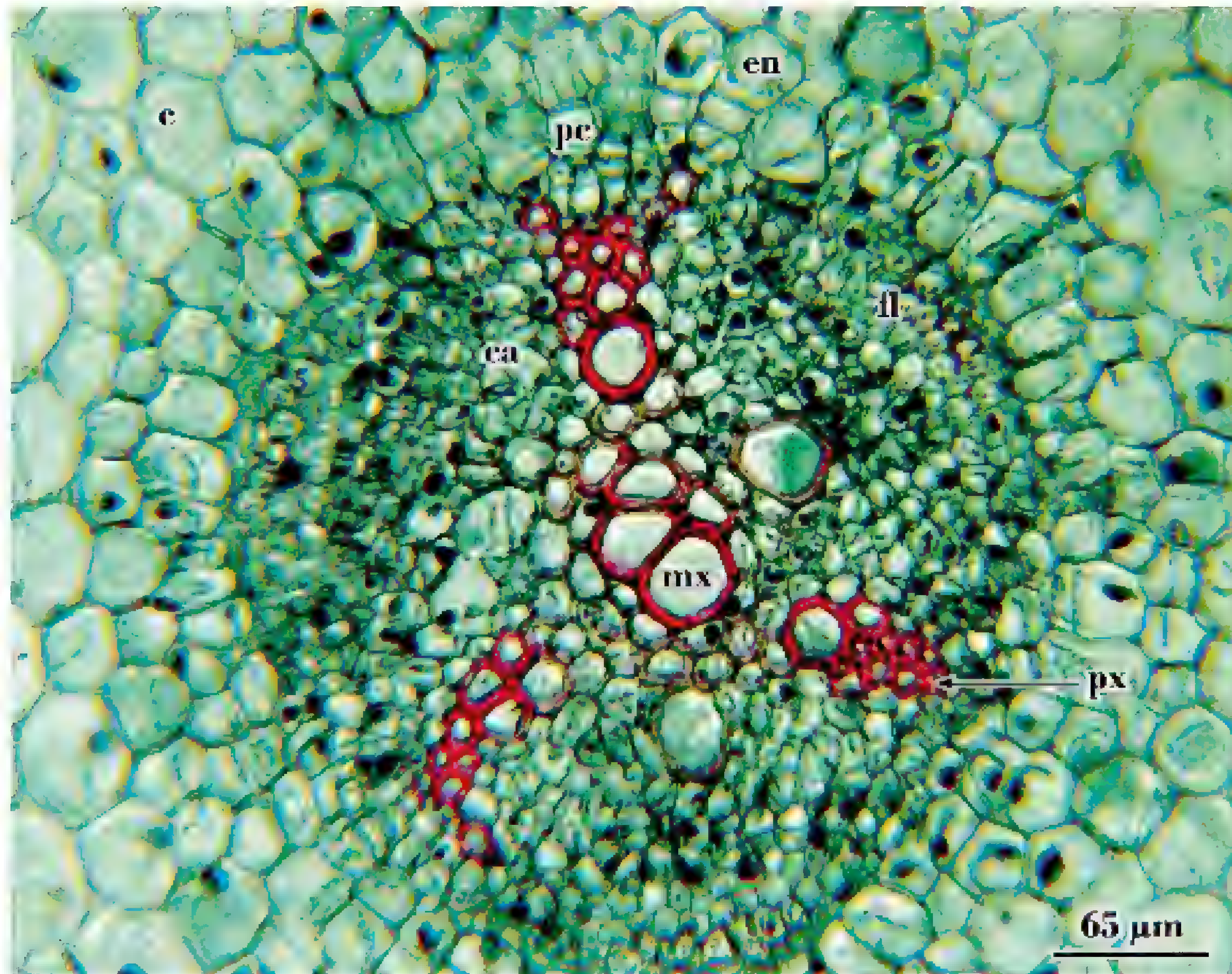


Fig. 55: Cilindro central de la raíz triarca de *Lens culinaris* "lenteja", en corte transversal. Se observa la endodermis, el periciclo y 3 polos de protoxilema que alternan con los polos del floema, entre ambos tejidos se diferencia el cámbium.

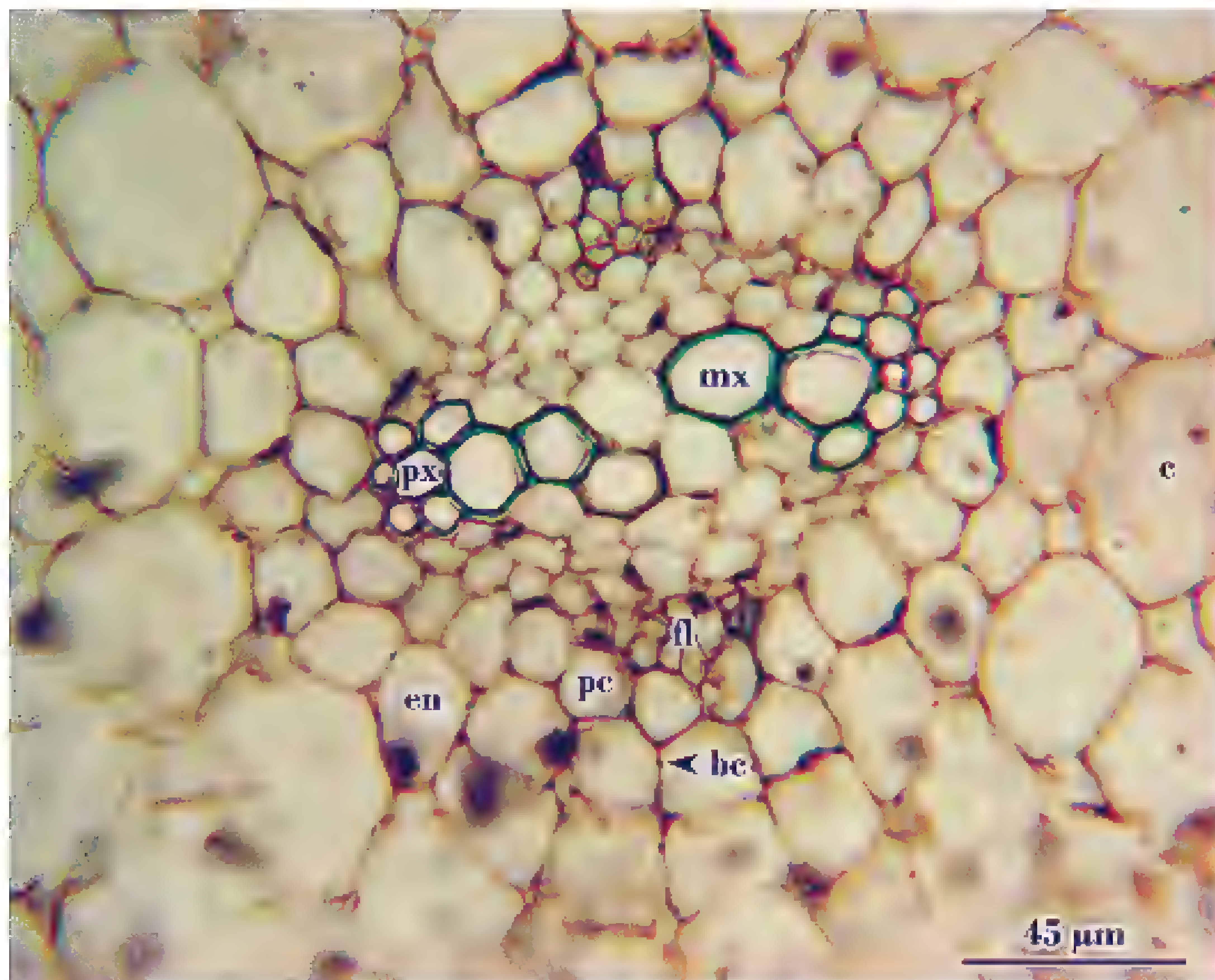


Fig. 56: Cilindro central de la raíz diarca de *Verbesina encelioides* (Cav.) Benth. & Hook f. Se observan, 2 polos de protoxilema que alternan con los polos del floema, el periciclo es unistrato y la endodermis presenta las típicas bandas de

ABREVIATURAS: **bc** = bandas de Caspary; **c** = corteza; **ca** = cámbium; **en** = endodermis; **fl** = floema; **mx** = metaxilema; **pc** = periciclo; **px** = protoxilema

6. Tallo: Estructura primaria

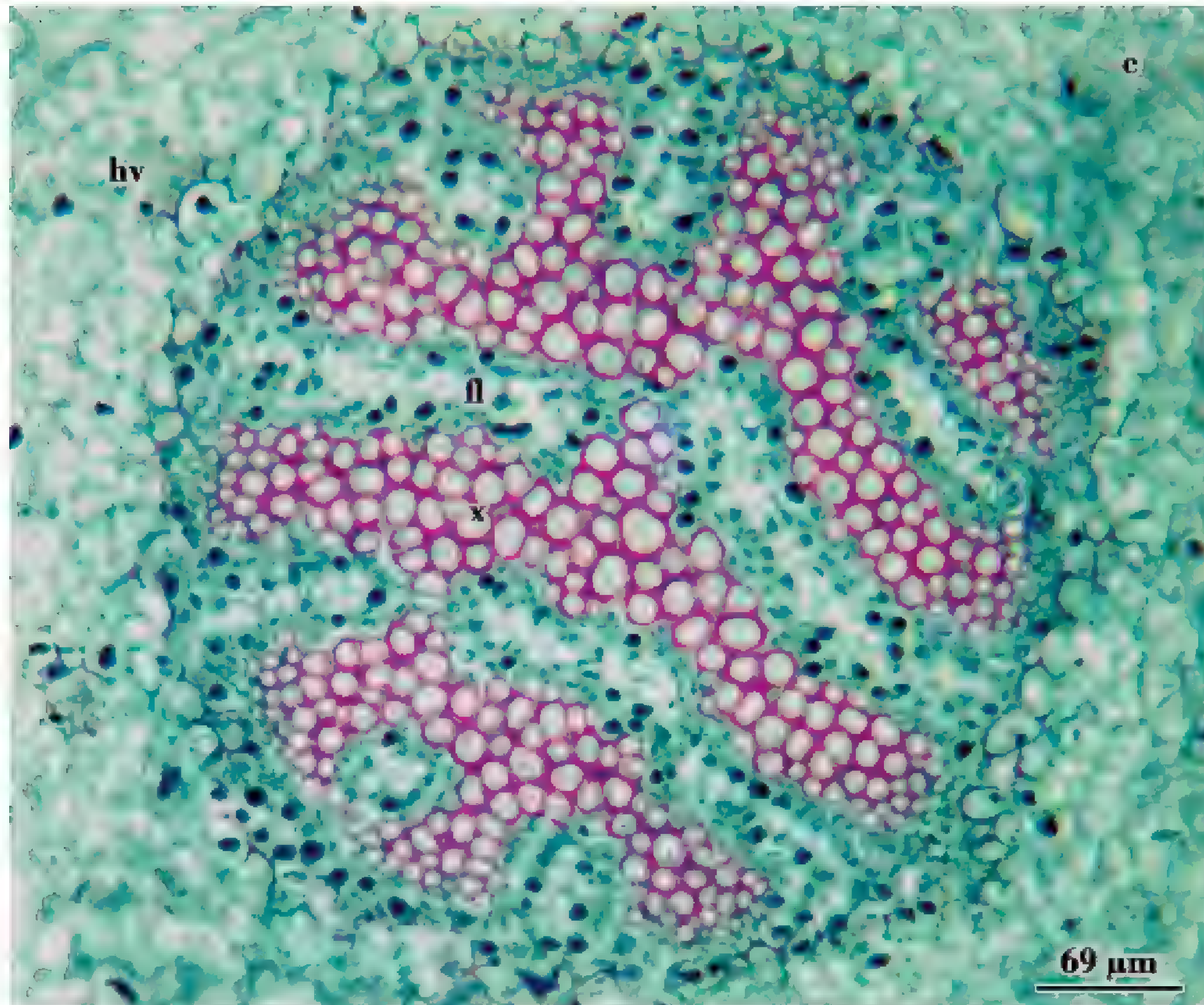


Fig. 57: Plectostela de *Lycopodium* sp., en corte transversal. El xilema alterna con el floema.

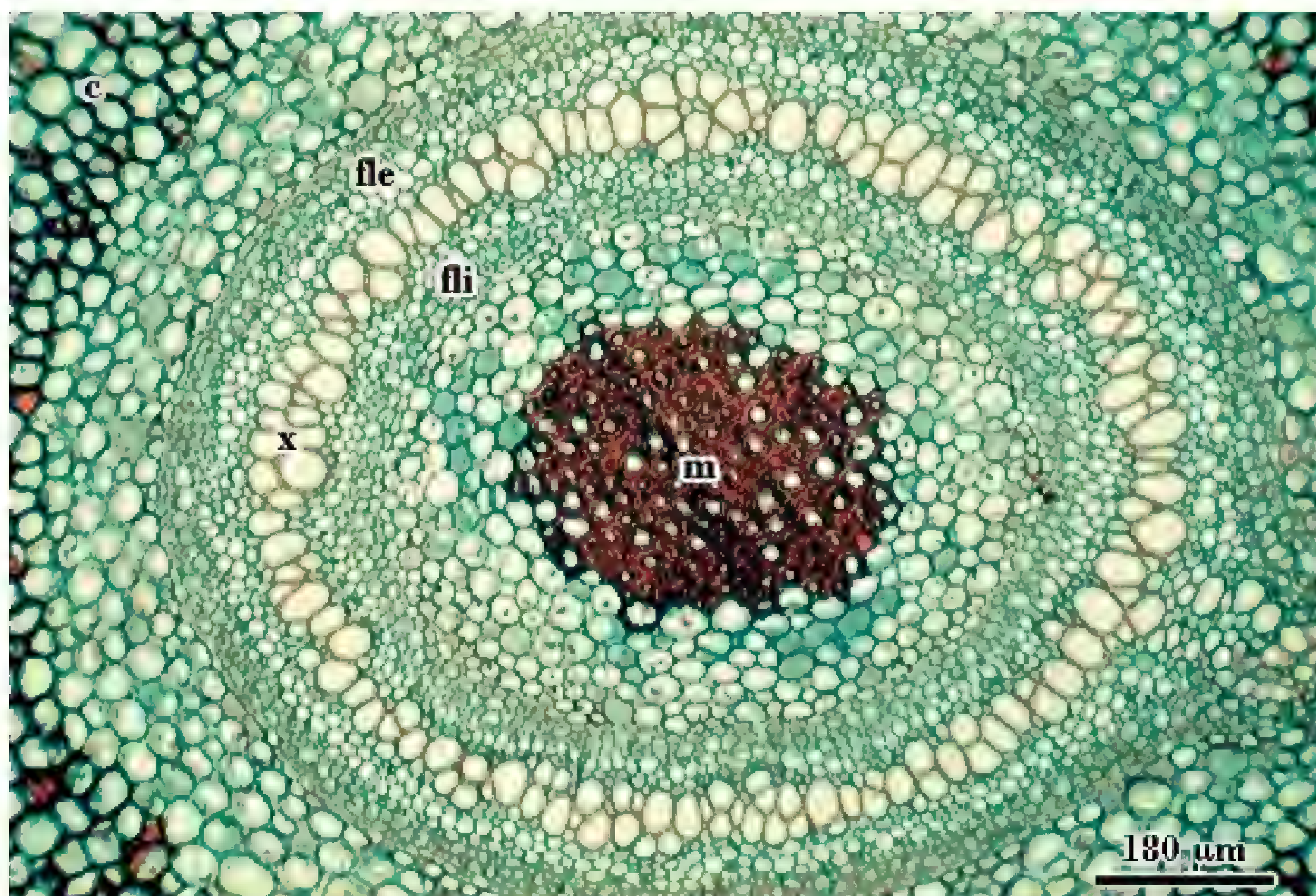


Fig. 58: Rizoma de *Diksonia* sp., en corte transversal. El sistema vascular forma una sifonostela anfifloica. La médula presenta en el centro fibras.

ABREVIATURAS: **c** = corteza; **fl** = floema; **fle** = floema externo; **fli** = floema interno; **hv** = haz vascular; **m** = médula; **x** = xilema

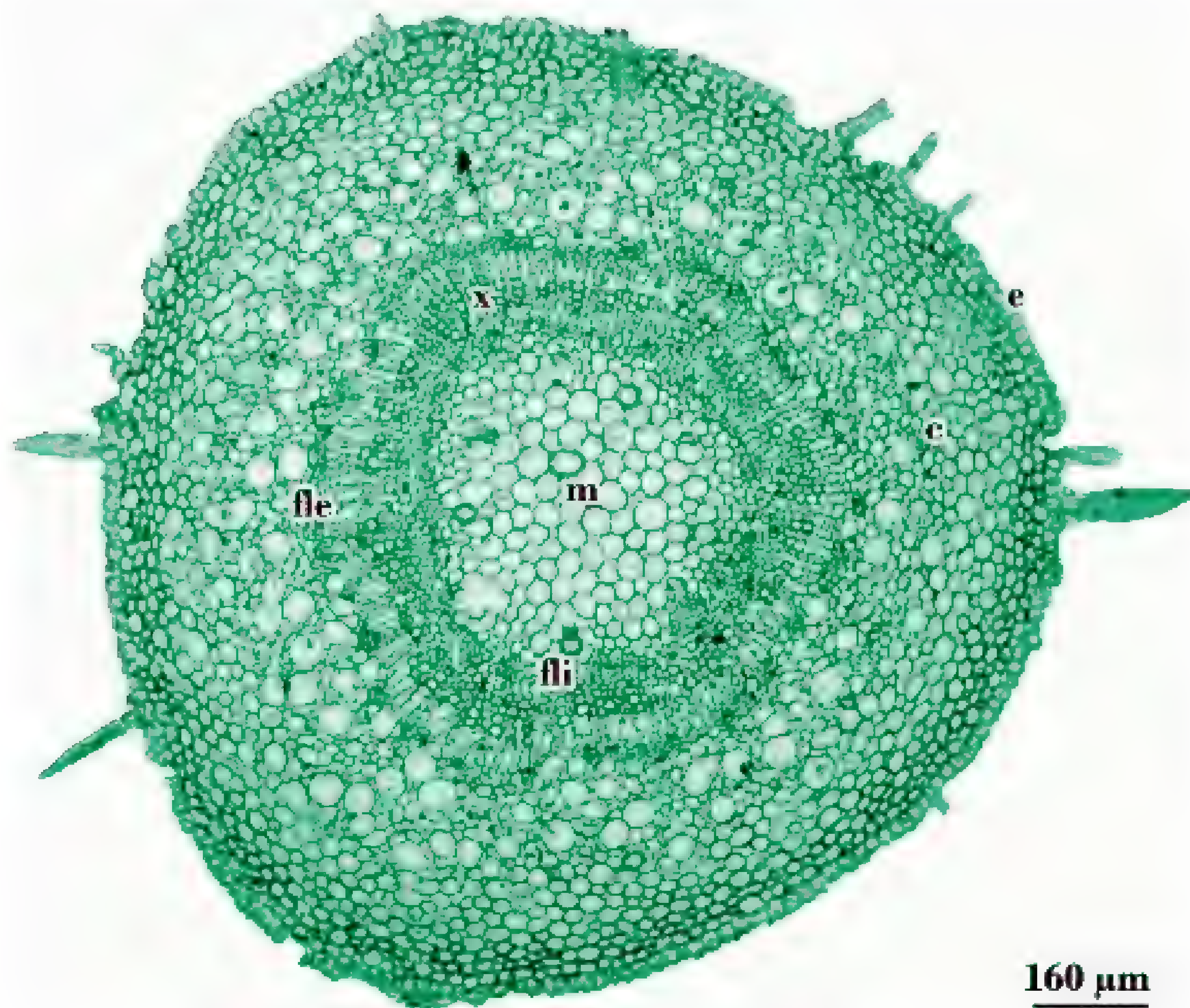


Fig. 59: Tallo de *Aspidosperma quebracho-blanco*, en corte transversal. El sistema vascular forma una sifonostela anfifloica.



Fig. 60: Tallo de *Aspidosperma quebracho-blanco*, en corte transversal. Se observa parte de la sifonostela anfifloica y de la médula.

ABREVIATURAS: **c** = corteza; **ca** = cámbium; **e** = epidermis; **fle** = floema externo; **fli** = floema interno; **m** = médula; **x** = xilema

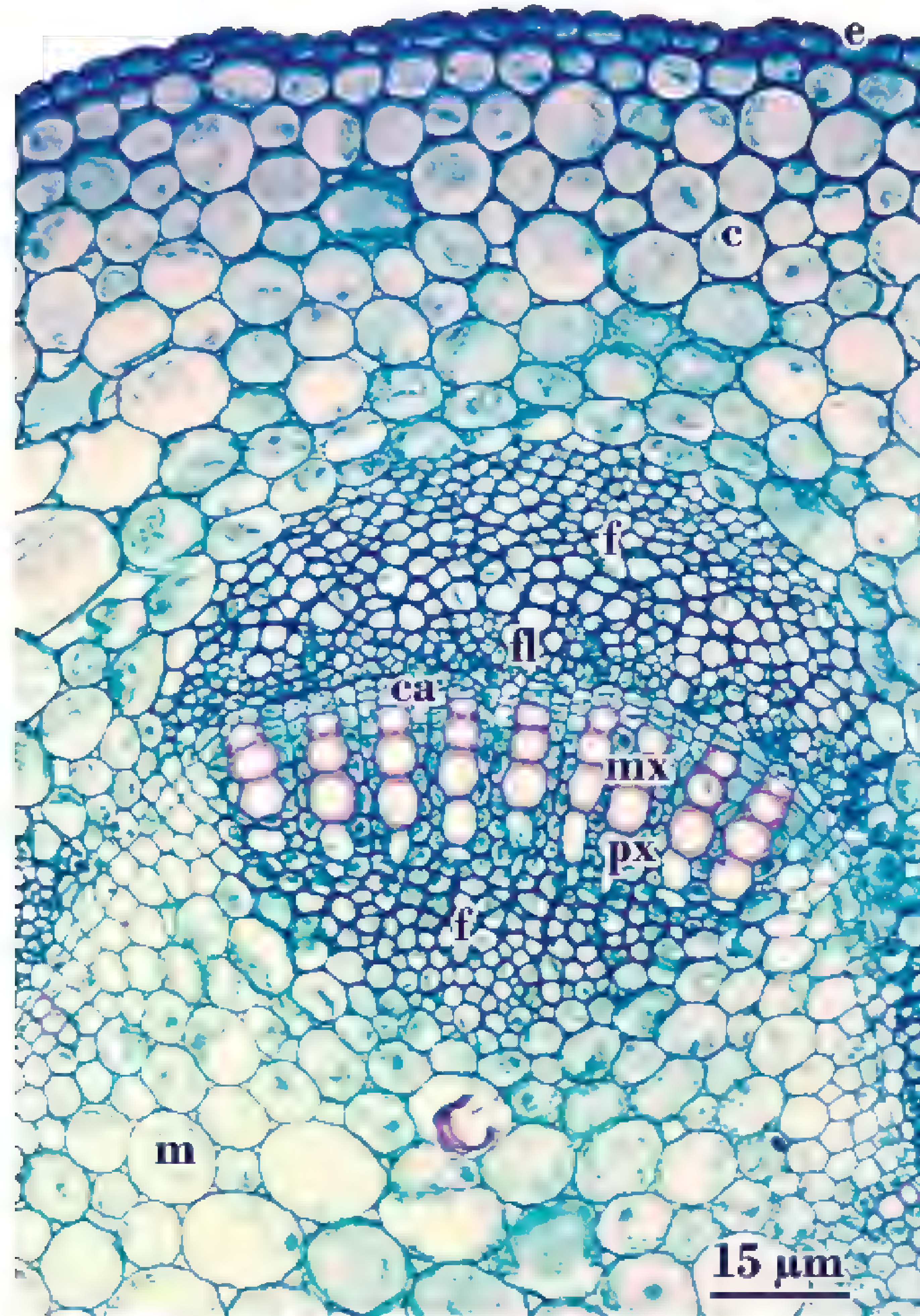


Fig. 61: Hacecillo colateral abierto en corte transversal, por tallo de *Arachis hypogaea* L. "maní".

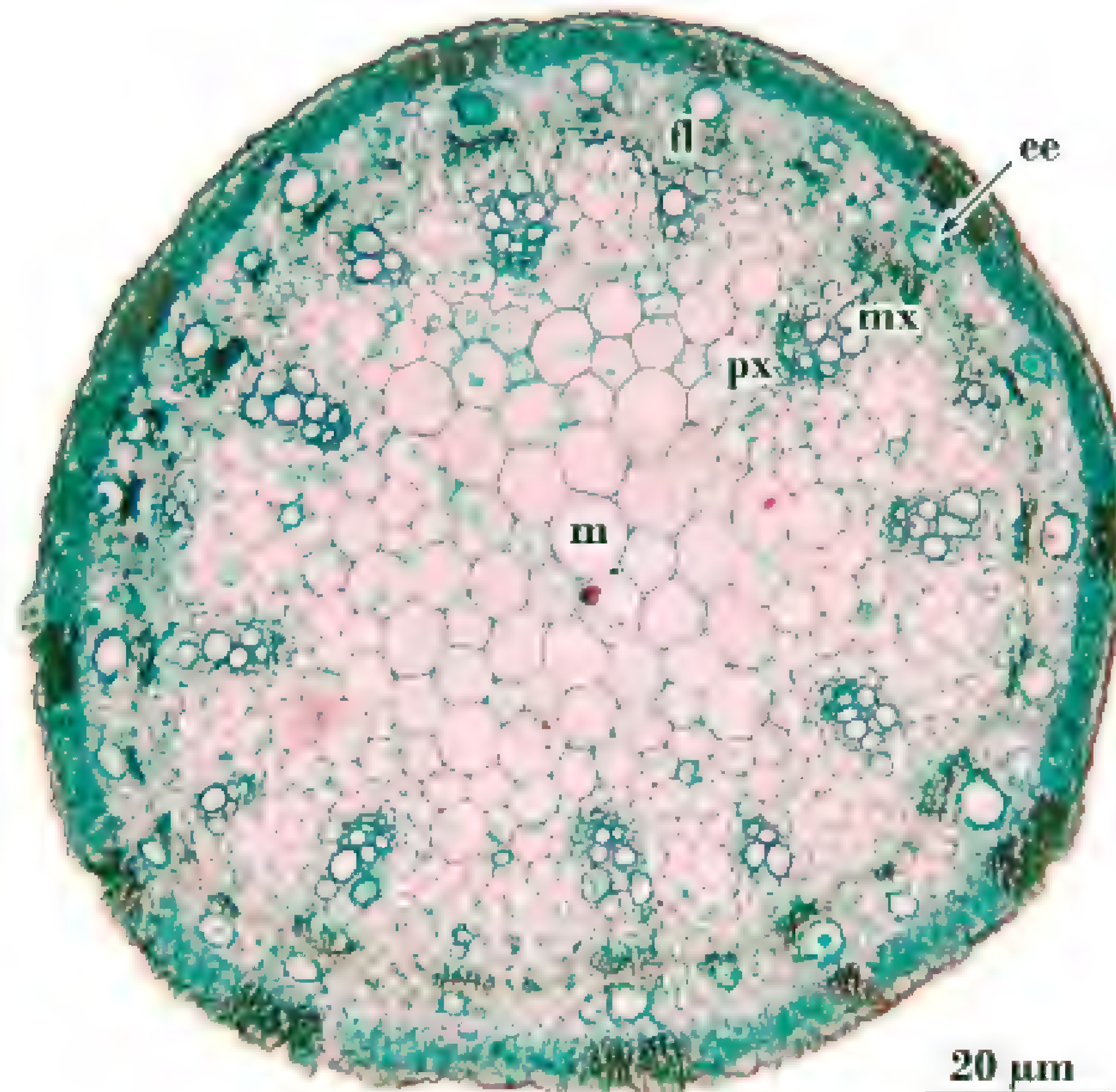


Fig. 62: Tallo de *Apium* sp., en corte transversal. El sistema vascular forma una eustela con hacecillos colaterales abiertos.

ABREVIATURAS: **c** = corteza; **ca** = cámbium; **e** = epidermis; **ee** = espacio secretor esquizógeno; **f** = fibras; **fl** = floema; **m** = médula; **mx** = metaxilema; **px** = protoxilema



Fig. 63: Hacecillo concéntrico anficribal de *Pteris* sp. El floema se encuentra rodeando al xilema.



Fig. 64 Tallo de *Pteris* sp., en corte transversal. El sistema vascular forma una dictiostela con hacecillos concéntricos anficribales.

ABREVIATURAS: f = fibras; fl = floema; hca = hacecillo anficribal; p = parénquima; x = xilema

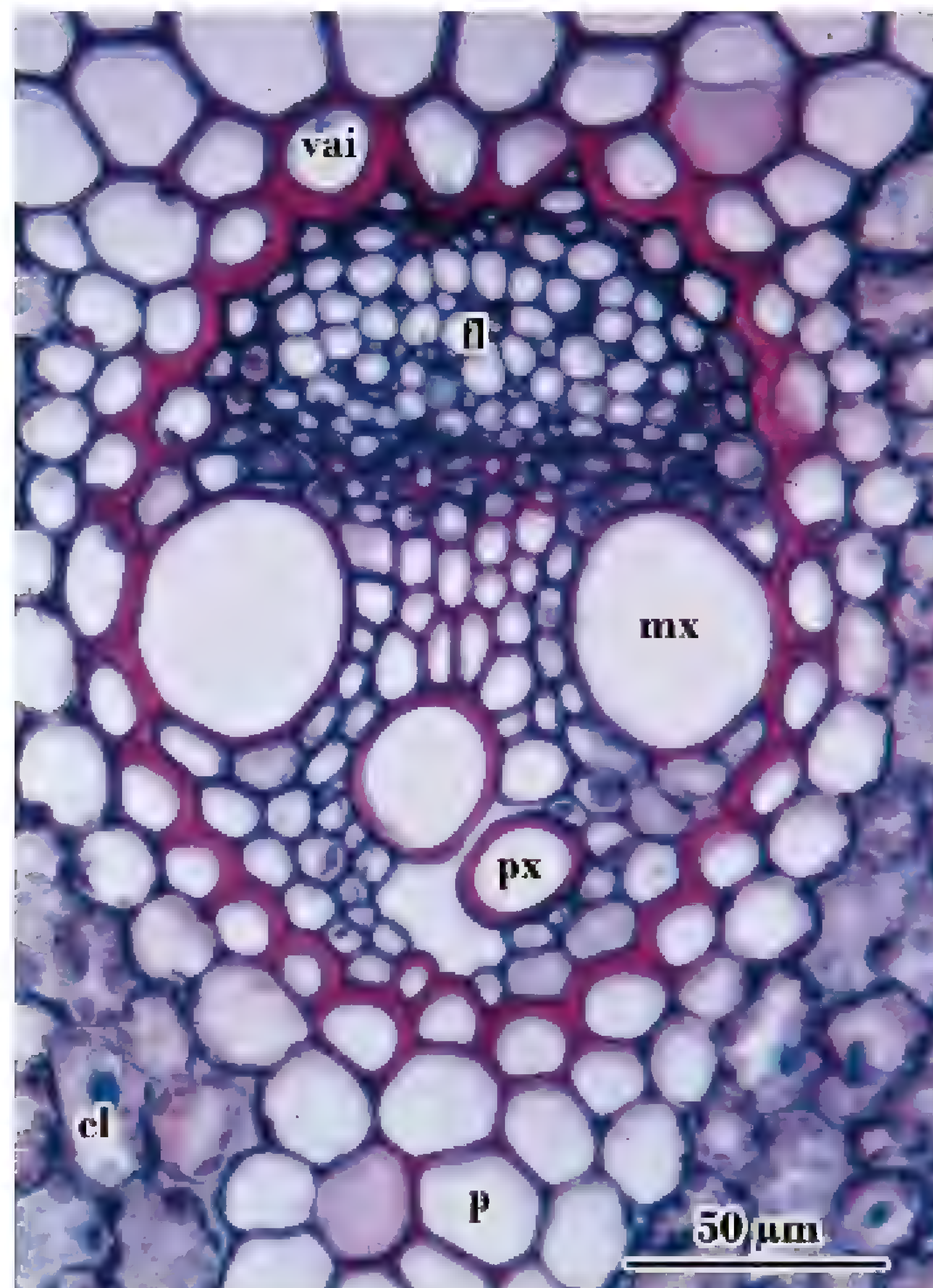


Fig. 65: Hacecillo colateral cerrado en corte transversal por tallo de *Ammophila arenaria* (L.) Link. No hay cámbium entre floema y xilema.

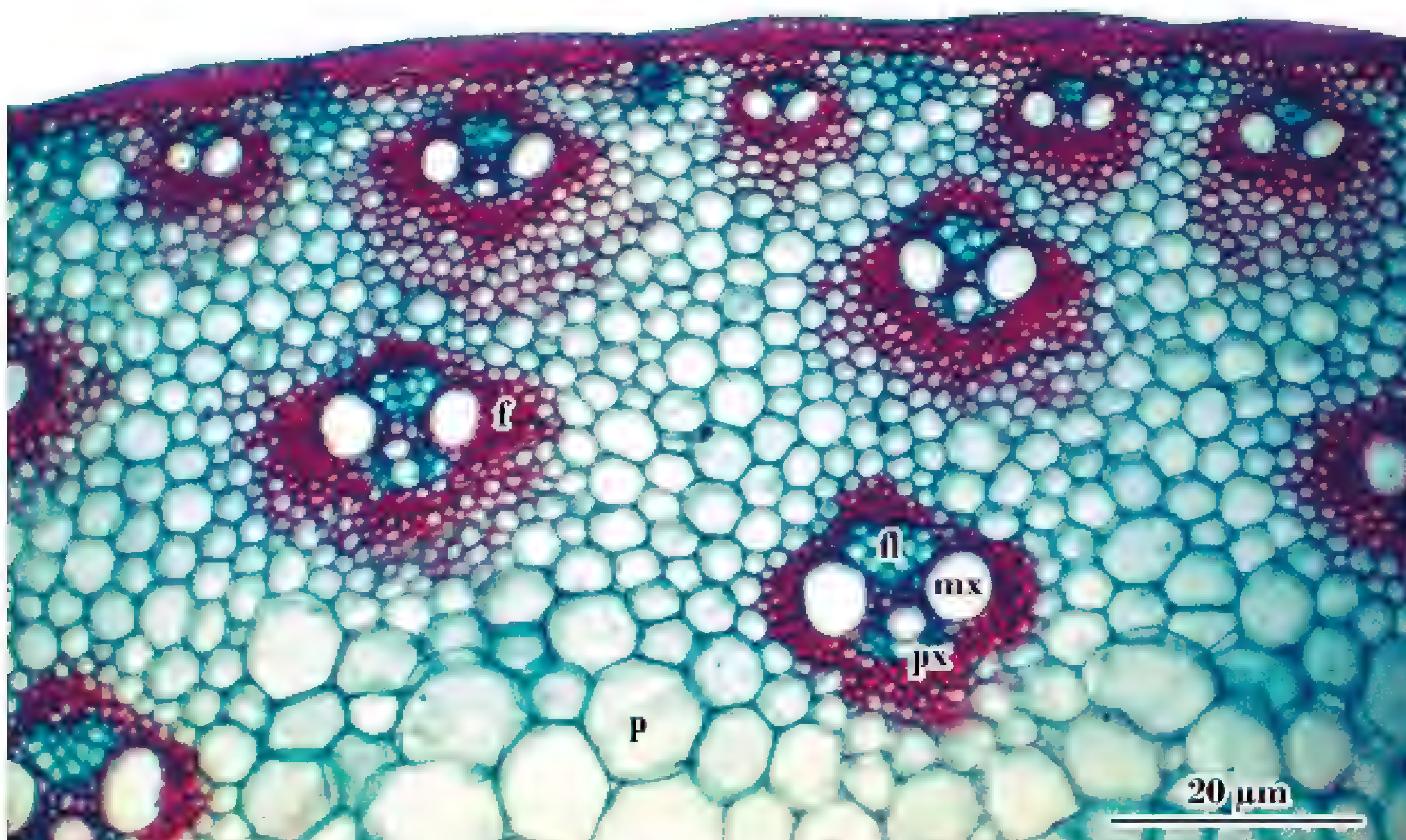


Fig. 66: Tallo de *Sorghum* sp. en corte transversal. El sistema vascular forma una atactostela.

ABREVIATURAS: **cl** = clorénquima; **f** = fibras; **fl** = floema; **mx** = metaxilema; **p** = parênquima; **px** = protoxilema; **vai** = vaina



Fig. 67: Tallo de *Nicotiana glauca* Graham "palán palán", en corte transversal por nudo unilacunar.



Fig. 68: Tallo de *Celtis ehrenbergiana* (Klotzch) Liebm, en corte transversal por nudo trilacunar.

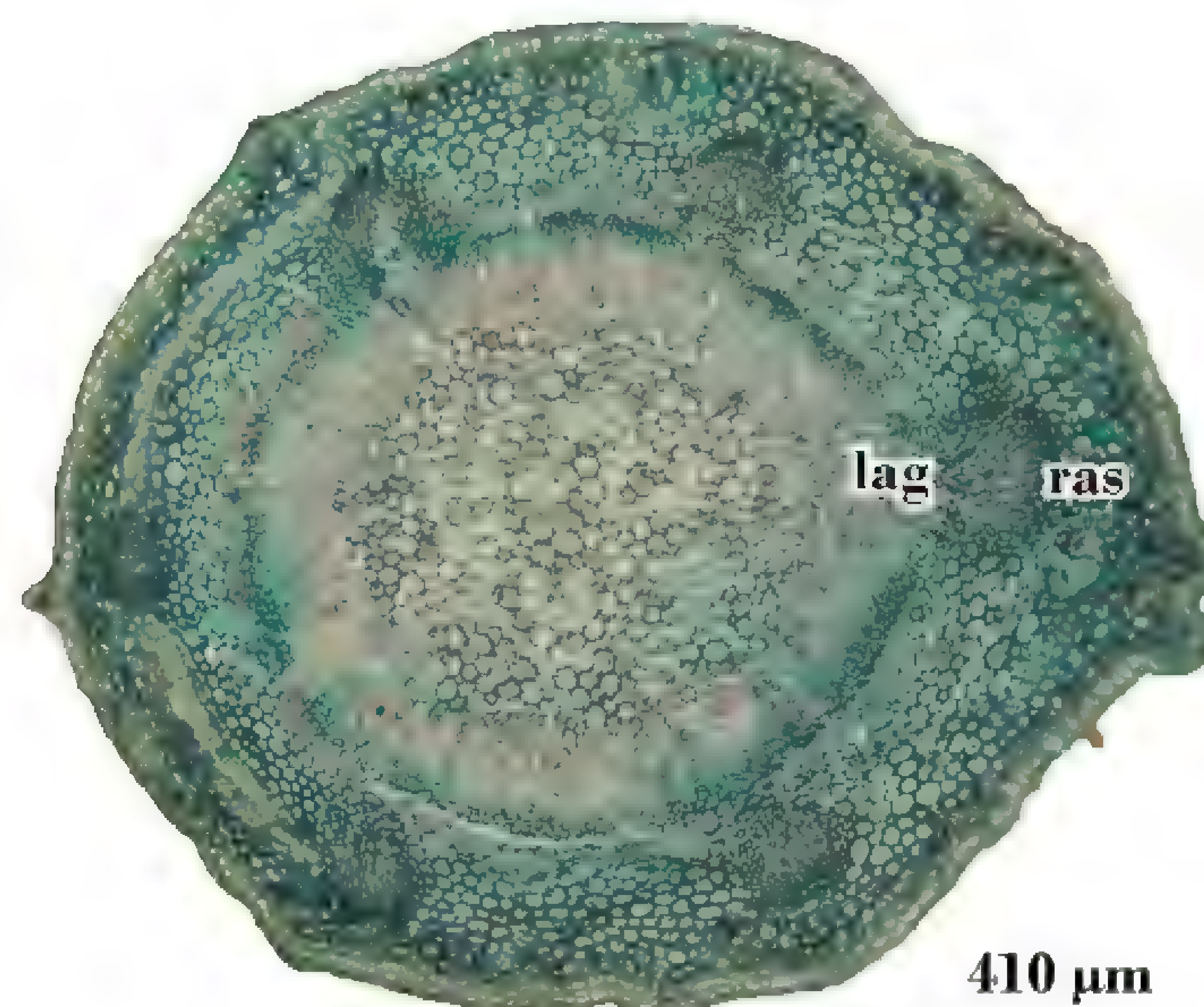


Fig. 69: Tallo de *Ruprechtia apetala* Wedd., en corte transversal por nudo multilacunar.

ABREVIATURAS: **lag** = laguna foliar; **ras** = rastro foliar

7. Hoja



Fig. 70: Hoja de *Ligustrum* sp., en corte transversal. Se observa a nivel de la vena media, un haz colateral y parte del mesófilo.

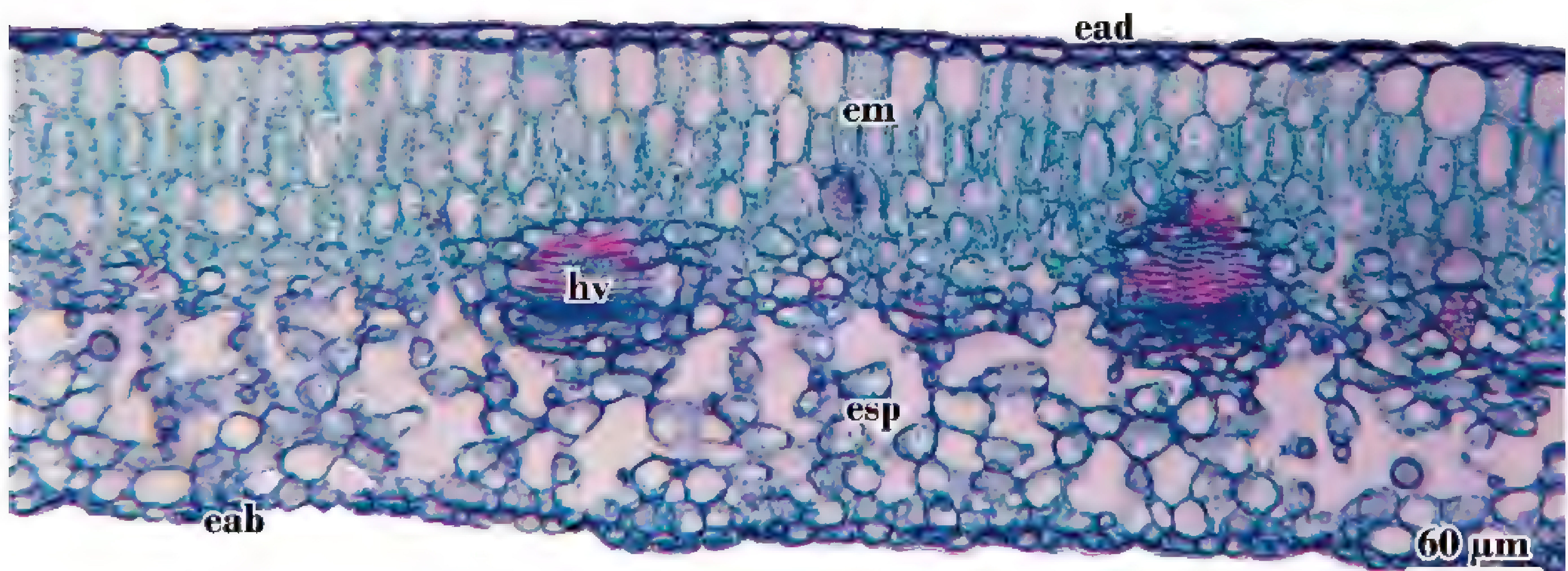


Fig. 71: Hoja de *Ligustrum* sp., en corte transversal. Se observa el mesófilo de estructura dorsiventral, con parénquima en empalizada hacia la cara adaxial y parénquima esponjoso hacia la cara abaxial.

ABREVIATURAS: **eab** = epidermis abaxial; **ead** = epidermis adaxial; **em** = parénquima en empalizada; **esp** = parénquima esponjoso; **fl** = floema; **hv** = haz vascular; **x** = xilema

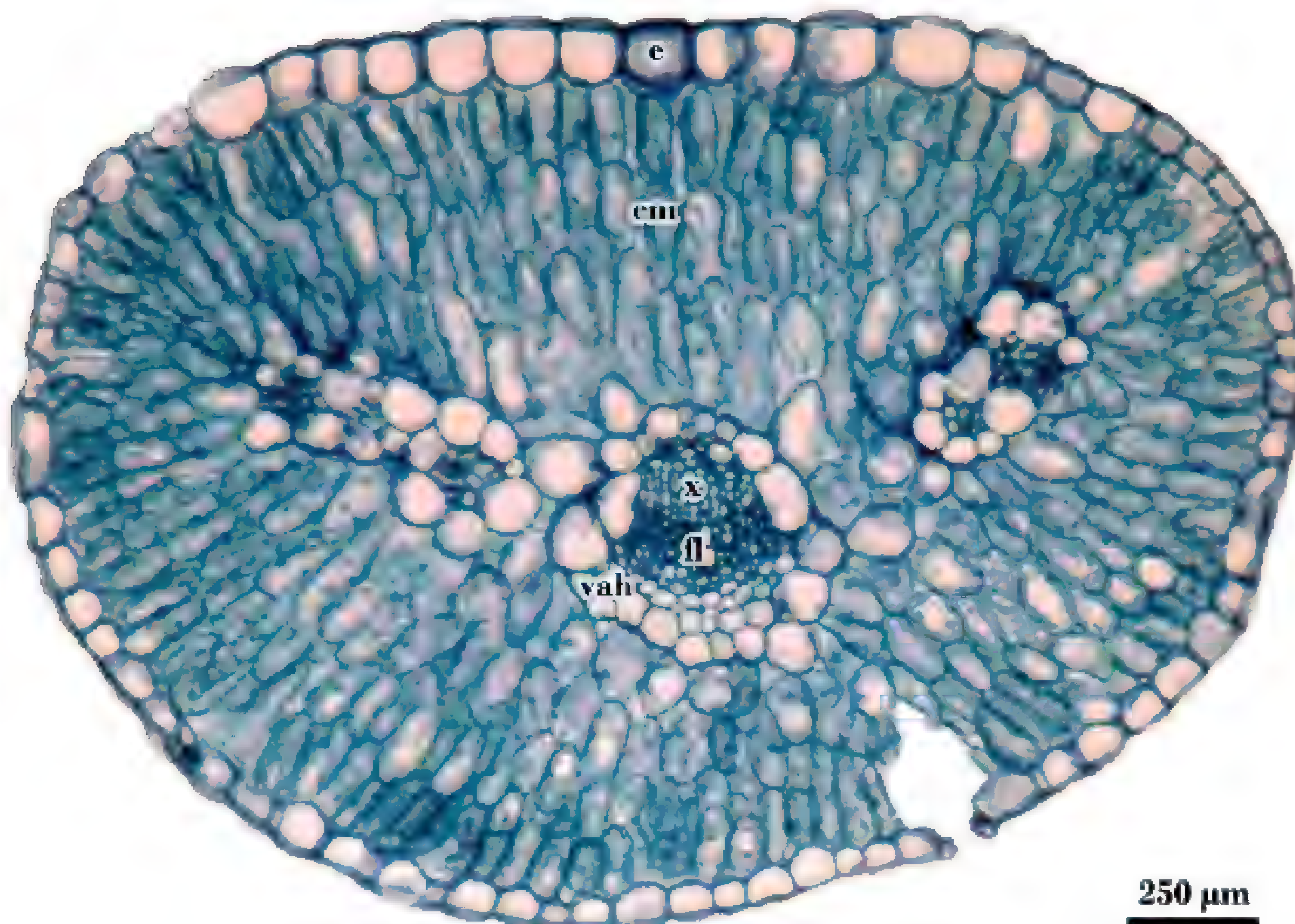


Fig. 72: Hoja de *Fabiana denudata* Miers, en corte transversal. Se observa el mesófilo de estructura isolateral, formado por parénquima en empalizada y venas rodeadas por la vaina parenquimática.



Fig. 73: Hoja de *Aspidosperma quebracho-blanco*, en corte transversal. Se observa el mesófilo de estructura isolateral, con parénquima en empalizada hacia la cara adaxial y abaxial y entre ambos hay parénquima esponjoso. Nótese la vaina de fibras.

ABREVIATURAS: **e** = epidermis; **eab** = epidermis abaxial; **ead** = epidermis adaxial; **em** = parénquima en empalizada; **es** = parénquima esponjoso; **fl** = floema; **x** = xilema; **vah** = vaina del haz



Fig. 74: Hoja de *Sorghum* sp., en corte transversal. Se observa el mesófilo de estructura Kranz y células buliformes en la epidermis superior.

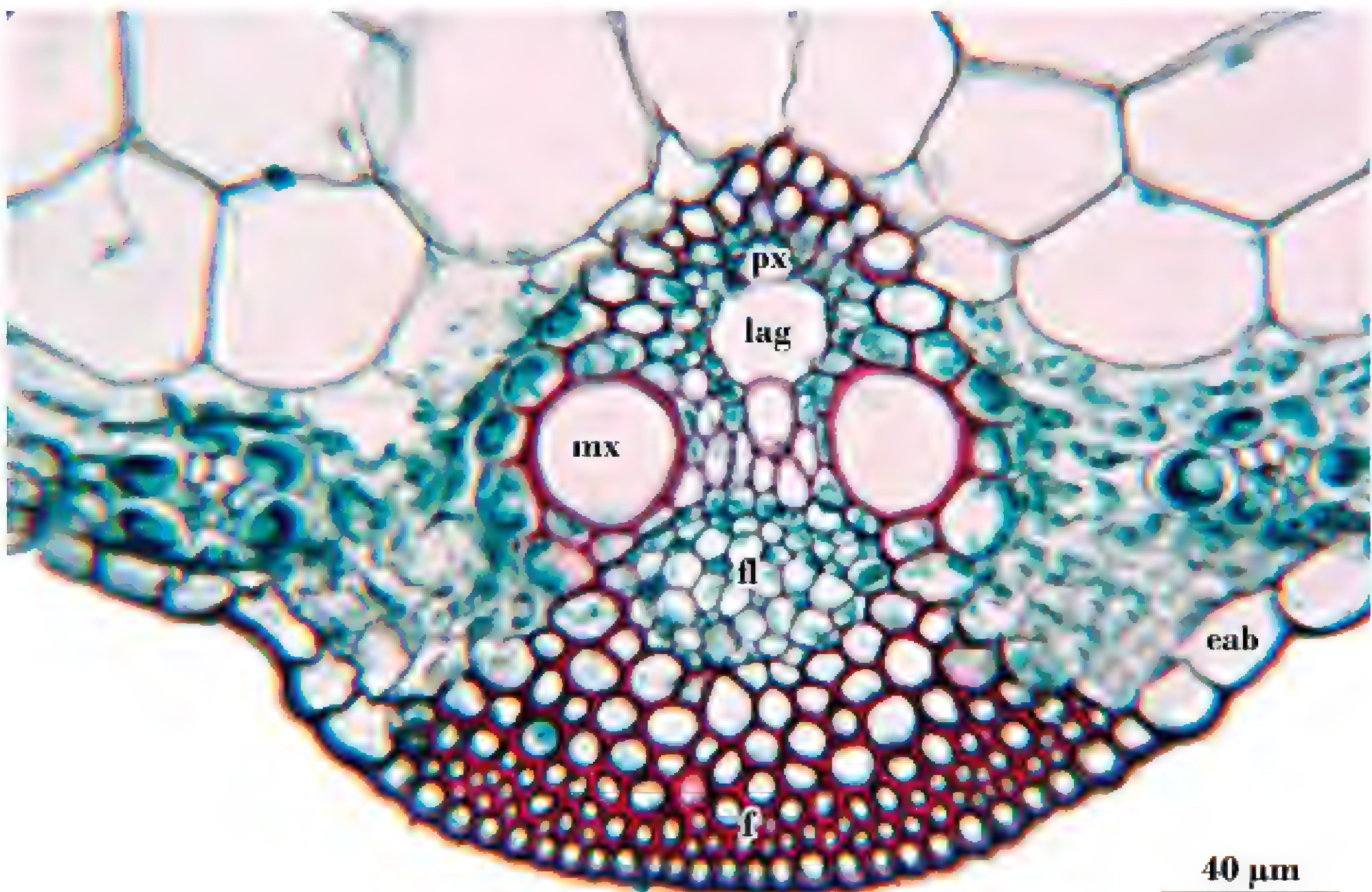


Fig. 75: Vena media de la hoja de *Zea mays* "maíz", en corte transversal. Se observa un hacecillo colateral cerrado.

ABREVIATURAS: *b* = célula buliforme; *eab* = epidermis abaxial; *em* = parénquima en empalizada; *f* = fibras; *fl* = floema; *lag* = laguna del protoxilema; *mx* = metaxilema; *px* = protoxilema; *vah* = vaina del haz; *x* = xilema

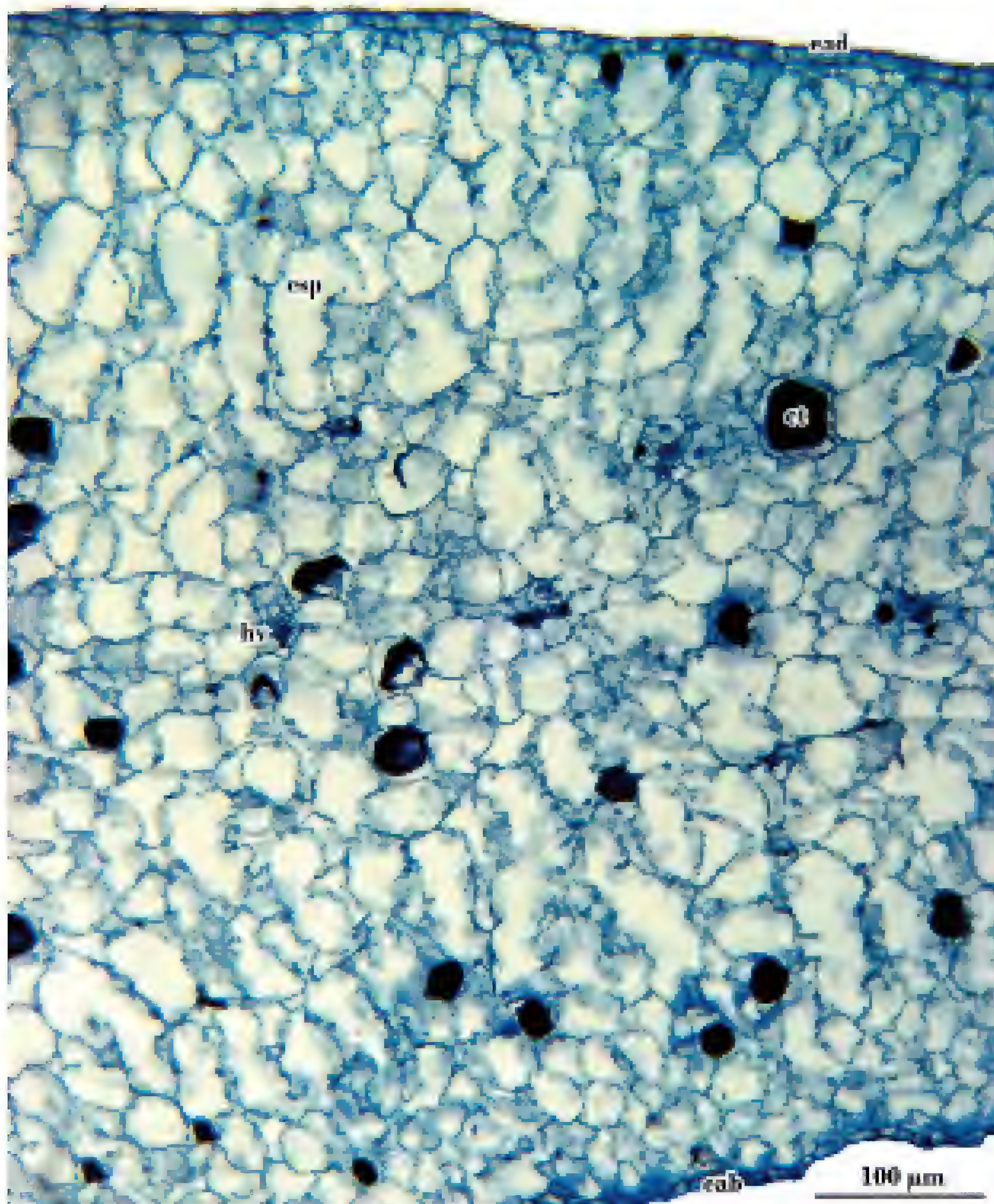


Fig. 76: Hoja de *Sedum* sp., en corte transversal. Se observa el mesófilo de estructura homogénea y células con taninos.

ABREVIATURAS: **ct** = células con taninos; **eab** = epidermis abaxial; **ead** = epidermis adaxial; **esp** = parénquima esponjoso; **hv** = haz vascular

8. Raíz: Estructura secundaria

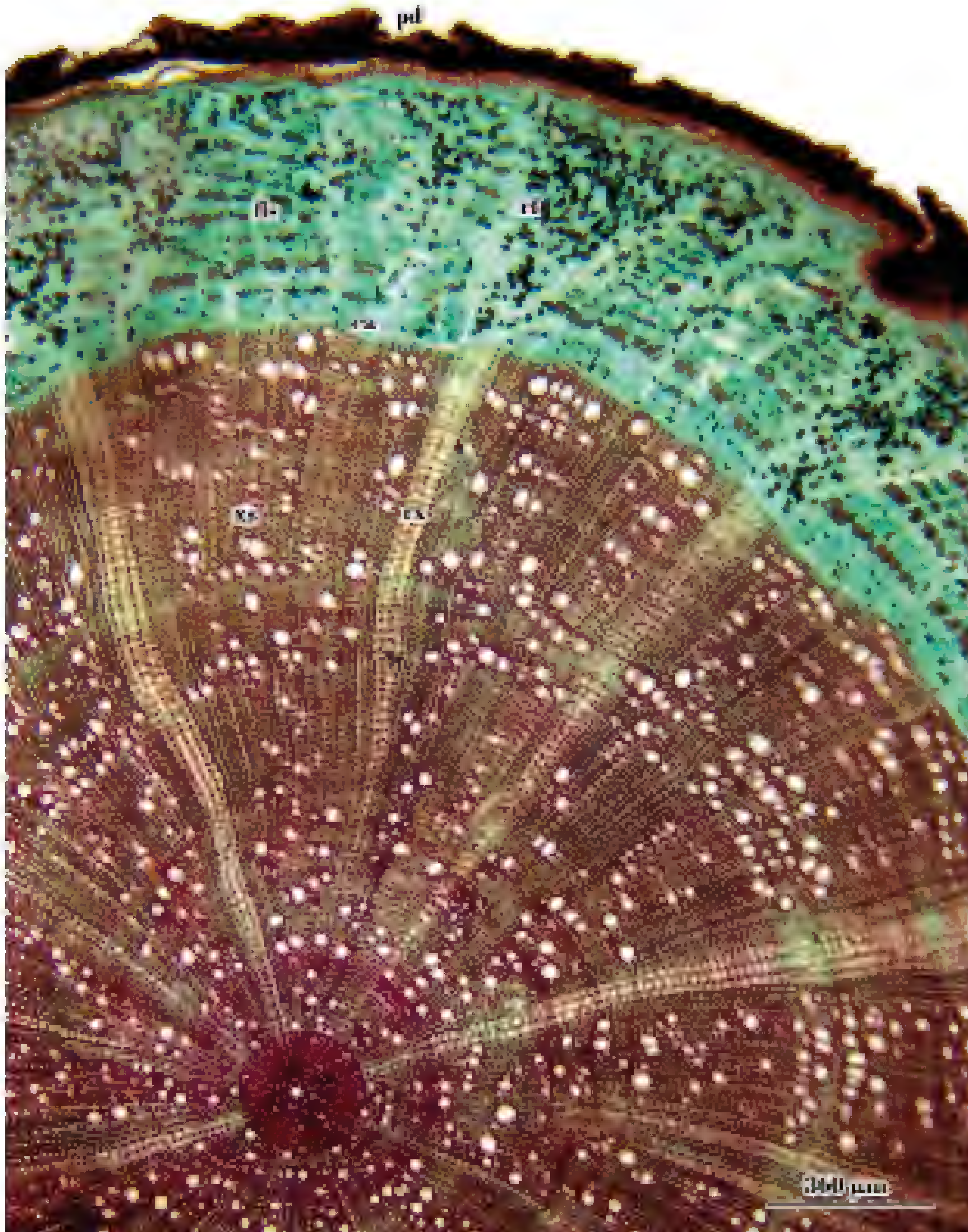


Fig. 77: Raíz de *Malva* sp., en corte transversal. Se observa el xilema primario de posición central; el xilema y floema secundarios, con radios que se ensanchan hacia la corteza y la peridermis.

ABREVIATURAS: **fls** = floema secundario; **pd** = peridermis; **xs** = xilema secundario; **rx** = radios xilemáticos; **rf** = radios floemáticos; **ca** = cámbium

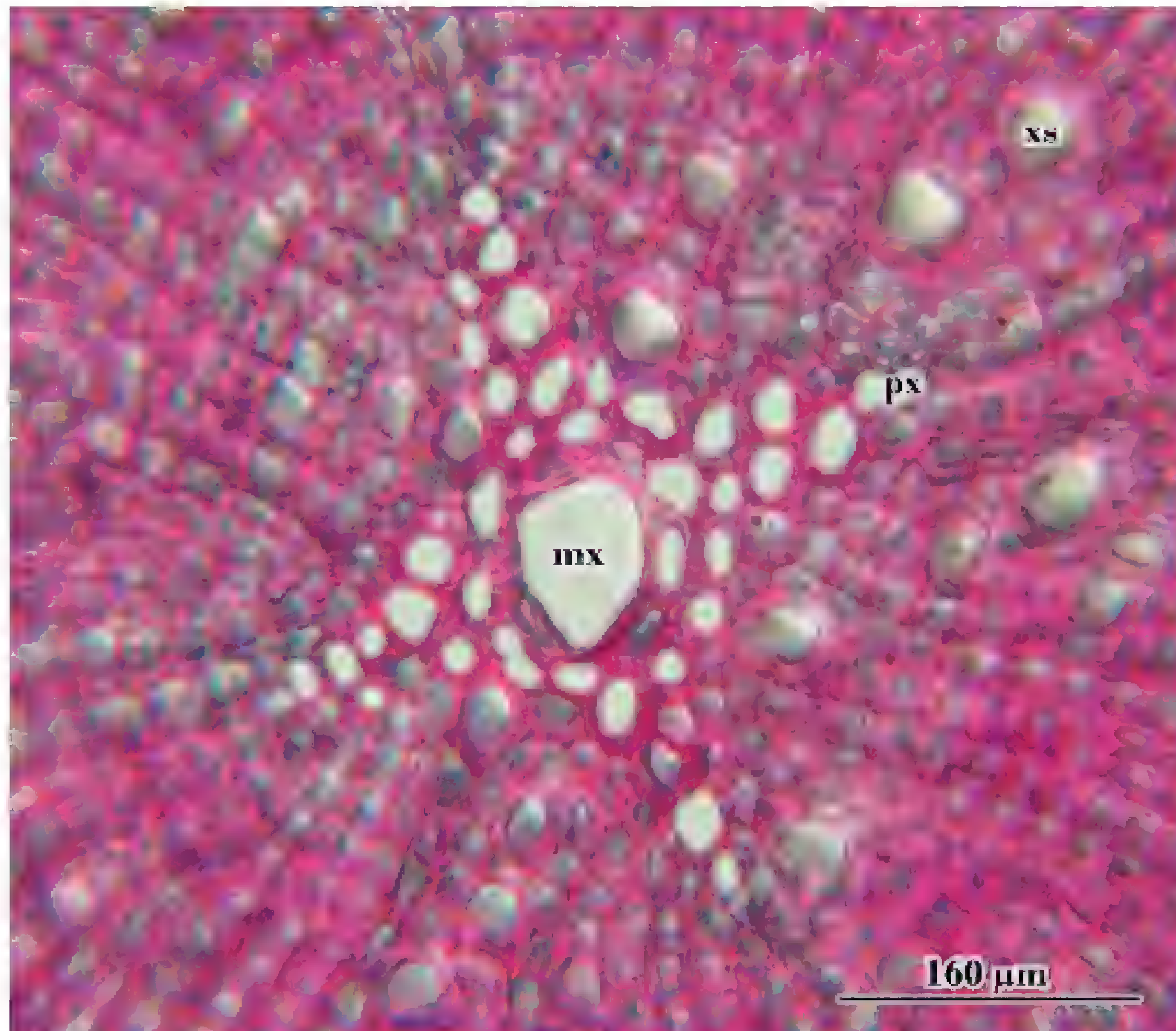


Fig. 78: Raíz de *Solanum* sp., en corte transversal. Se observa en la zona central, 4 polos de protoxilema, el metaxilema en el centro y en la parte externa el xilema secundario.

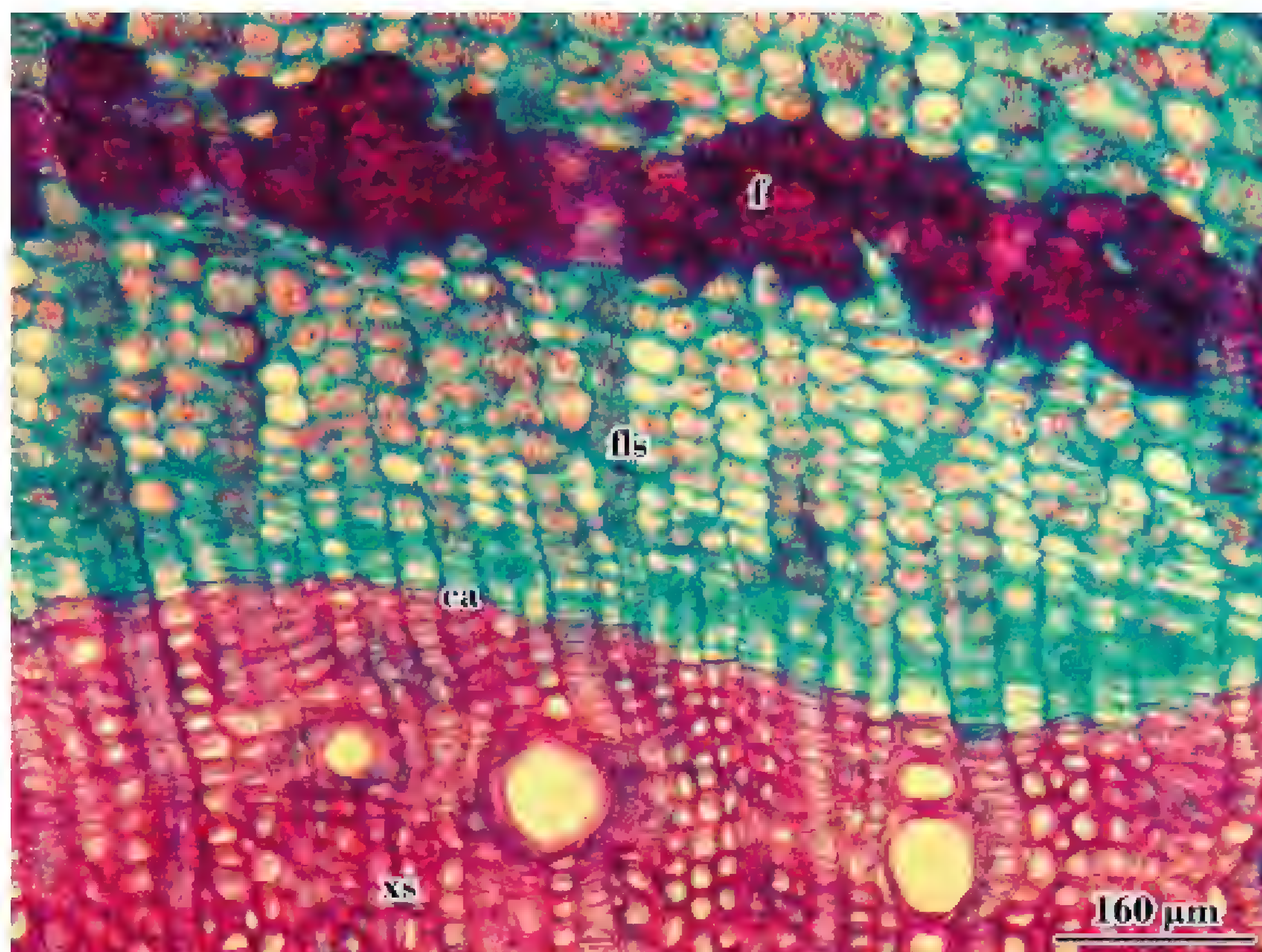


Fig. 79: Raíz de *Fraxinus* sp., en corte transversal. Se observa el cámbium y parte del floema y xilema secundarios.

ABREVIATURAS: **ca** = cámbium; **f** = fibras; **fls** = floema secundario; **mx** = metaxilema; **px** = protoxilema; **xs** = xilema secundario

9. Tallo: Estructura secundaria

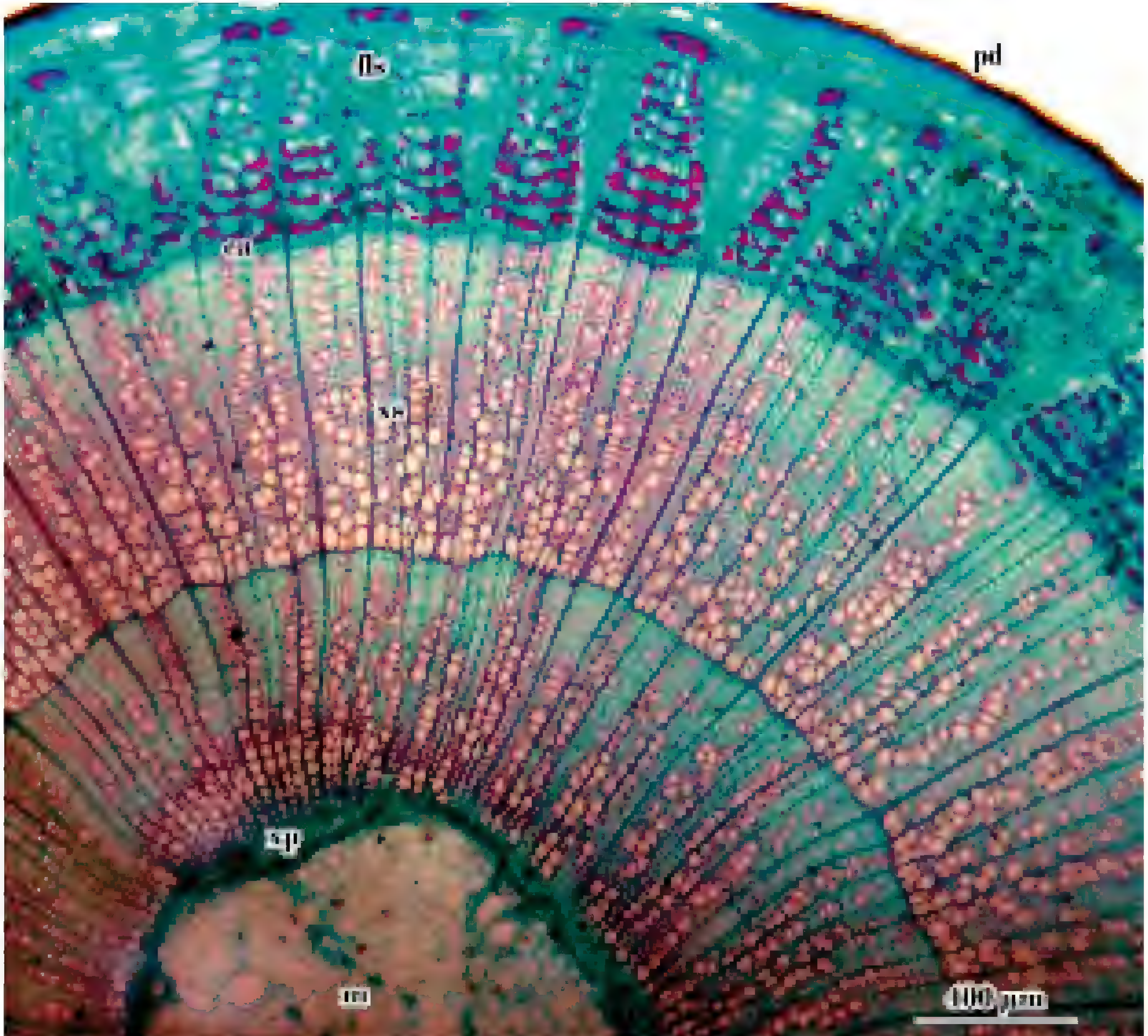


Fig. 80: Tallo de *Tilia* sp., en corte transversal. Se observa xilema primario hacia la médula, xilema secundario con dos anillos de crecimiento y radios que se ensanchan en el floema secundario. La zona cortical es reducida y en posición periférica se diferencia la peridermis.

ABREVIATURAS: **ca** = cámbium; **fls** = floema secundario; **m** = médula; **pd** = peridermis; **xp** = xilema primario; **xs** = xilema secundario

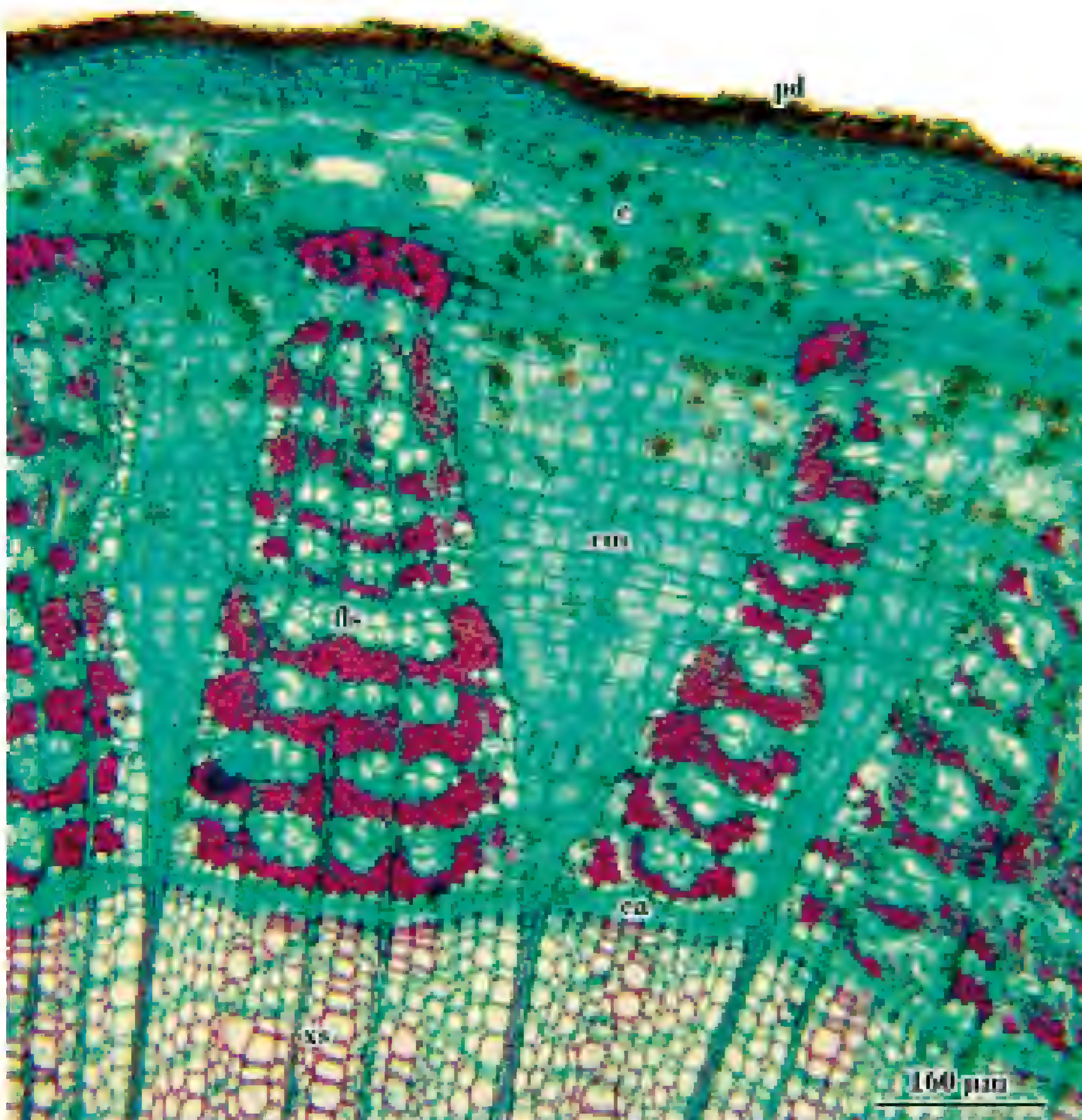


Fig. 81: Tallo de *Tilia* sp., en corte transversal. Se observa parte del xilema y floema secundarios separados por cámbium; por fuera corteza y peridermis.

ABREVIATURAS: **c** = corteza; **ca** = cámbium; **fls** = floema secundario; **pd** = peridermis; **rm** = radio floemático multiseriado; **xs** = xilema secundario

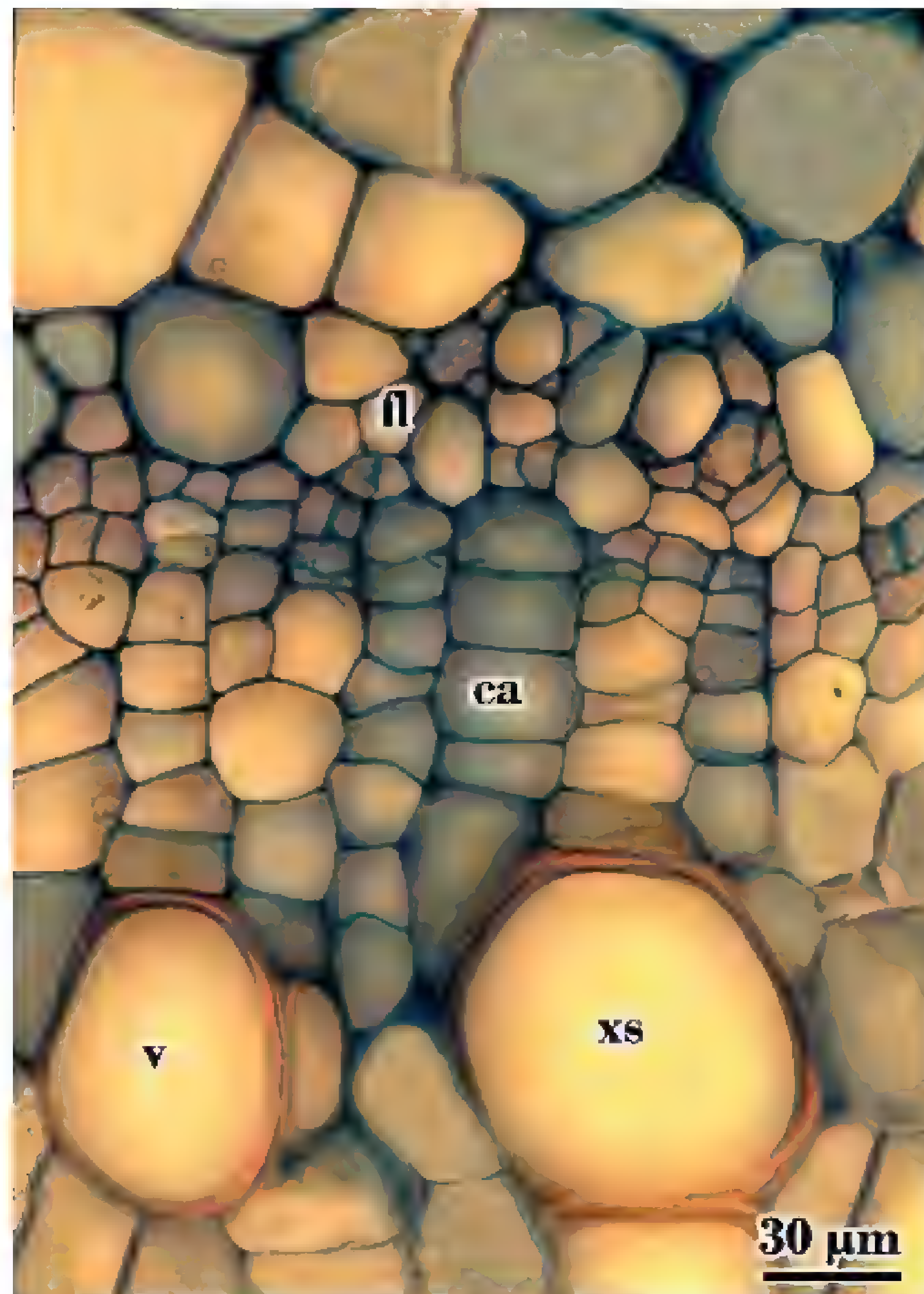


Fig. 82: Tallo de *Datura ferox*, en corte transversal a nivel del cámbium. Se observa xilema y floema separados por cámbium.

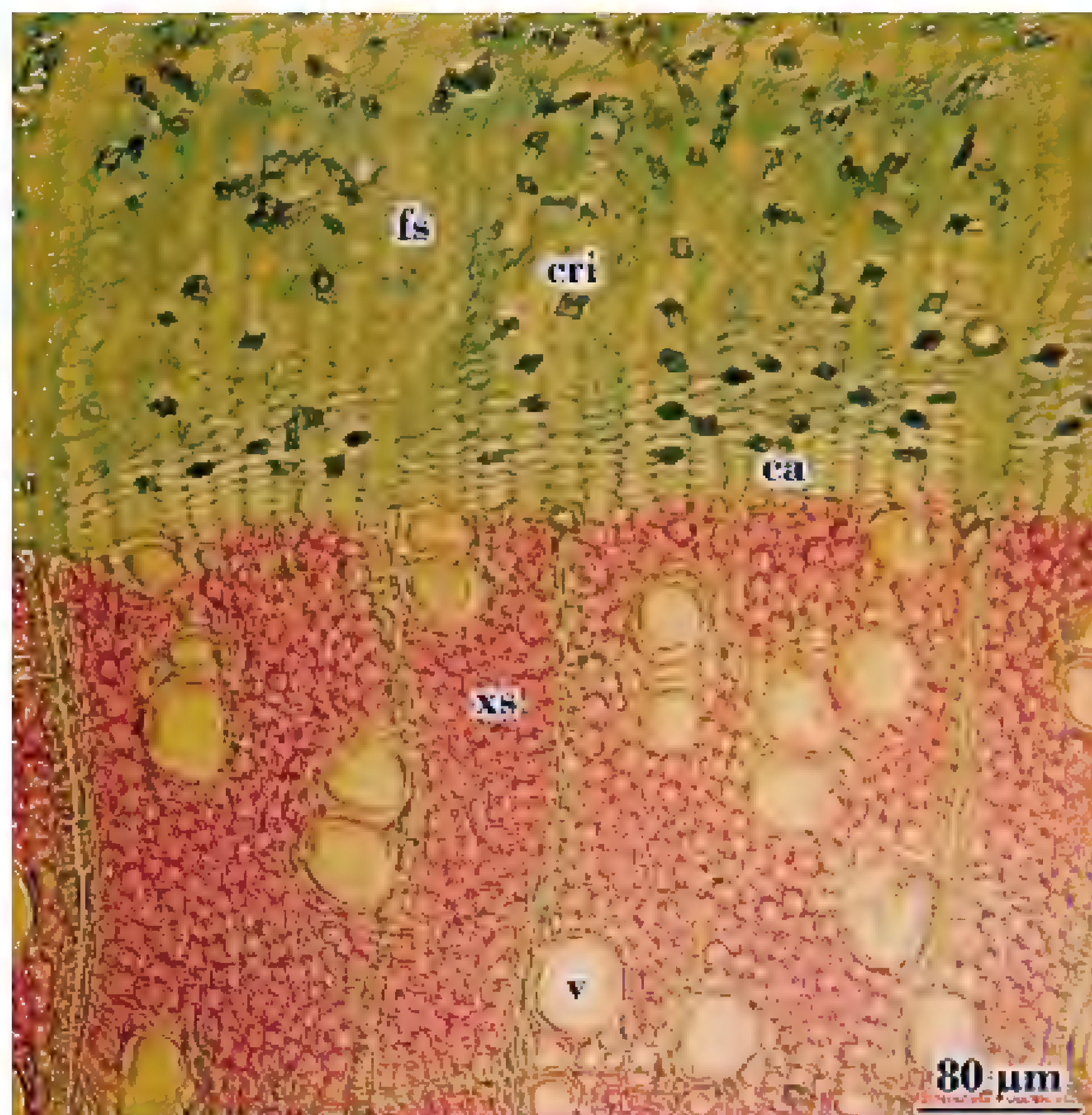


Fig. 83: Tallo de *Balfourodendron riedelianum* (Engl.) Engl., en corte transversal. Se observa xilema y floema secundarios, este último con cristales.

ABREVIATURAS: **ca** = cámbium; **cri** = cristales; **fl** = floema primario; **fls** = floema secundario; **v** = vaso; **xs** = xilema secundario

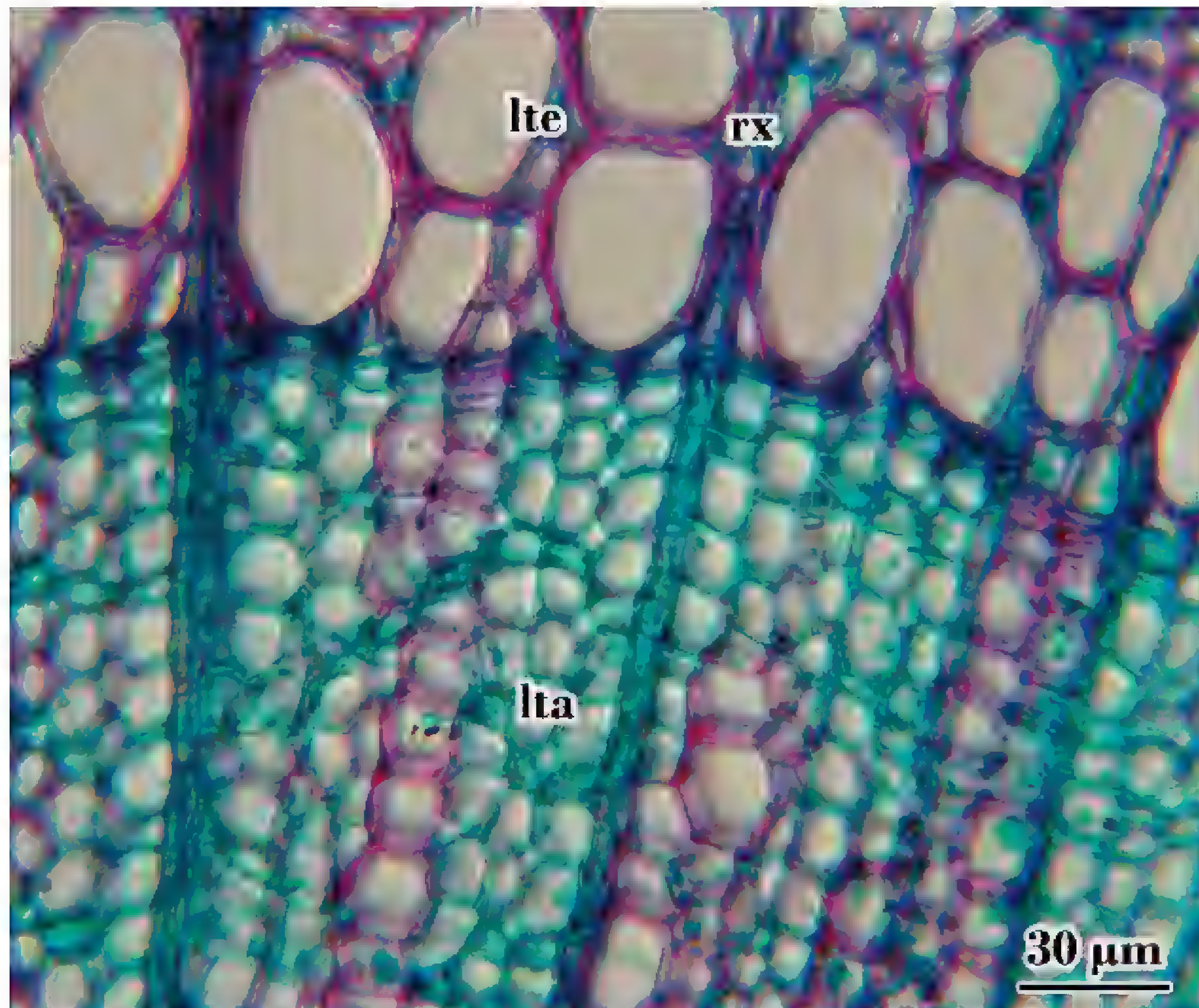


Fig. 84: Tallo de *Tilia* sp., en corte transversal. Se observan partes de dos anillos de crecimiento. El leño tardío de un anillo y el leño temprano del anillo formado al año siguiente.

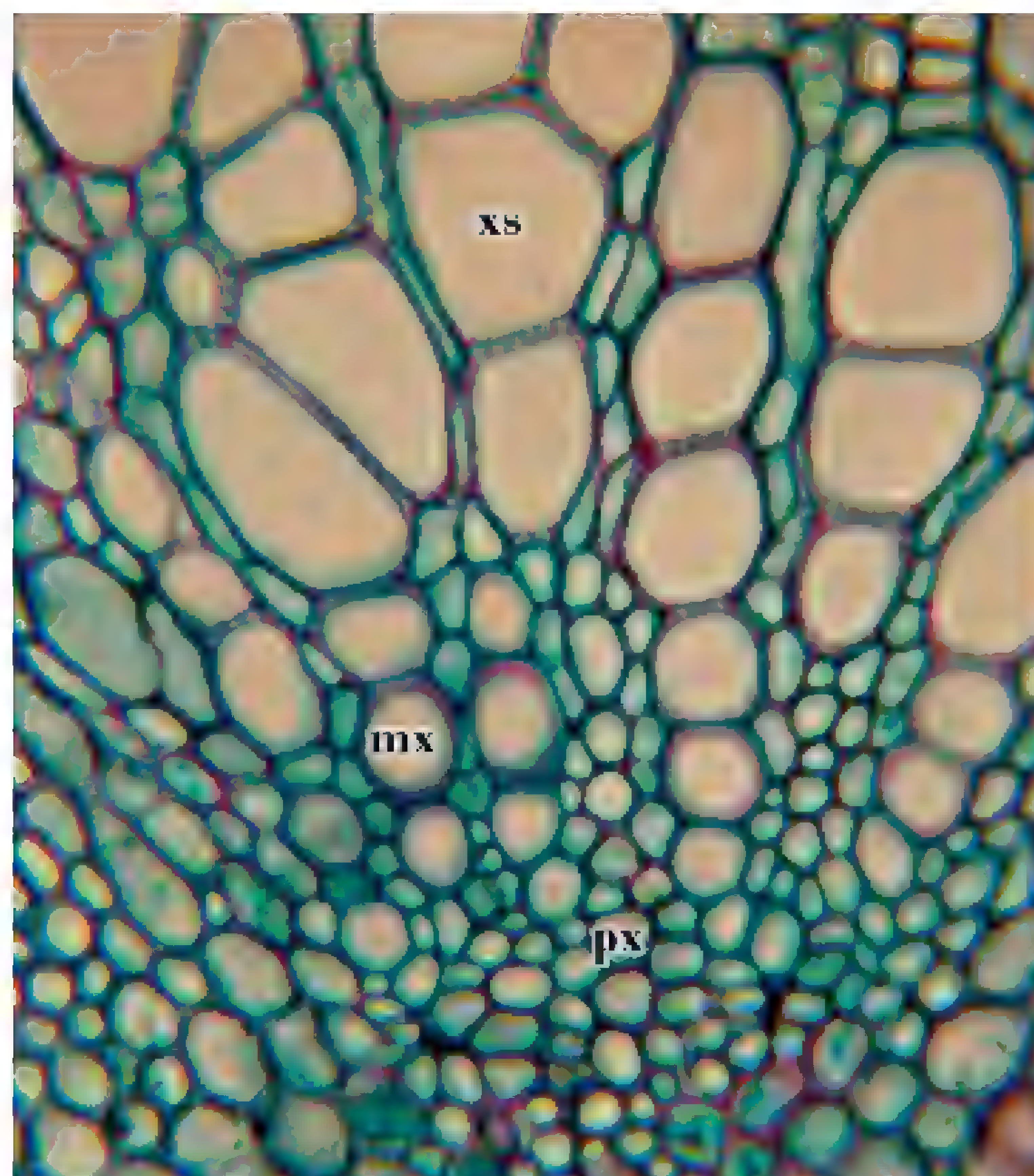


Fig. 85: Tallo de *Acacia* sp., en corte transversal. Se observa la parte interna del xilema secundario, el xilema primario (protoxilema y metaxilema) y la médula.

ABREVIATURAS: **lta** = leño tardio; **lte** = leño temprano; **m** = médula; **mx** = metaxilema; **px** = protoxilema; **rx** = radios xilemáticos; **xs** = xilema secundario

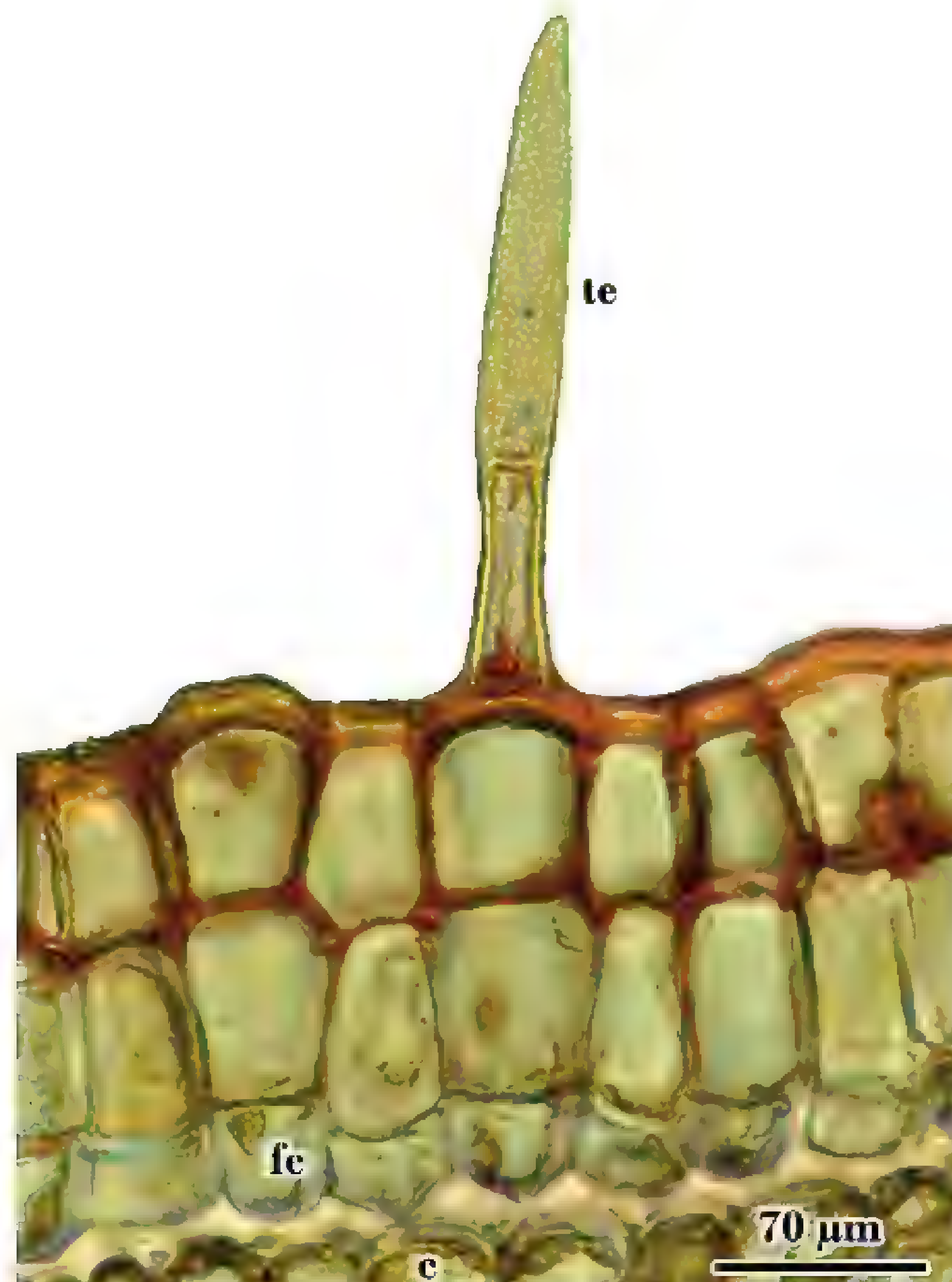


Fig. 86: Tallo de *Solanum stuckertii*, en corte transversal. Se observa el origen epidérmico del felógeno. En la epidermis, inicialmente unistratificada hay divisiones periclinales que forman la peridermis.

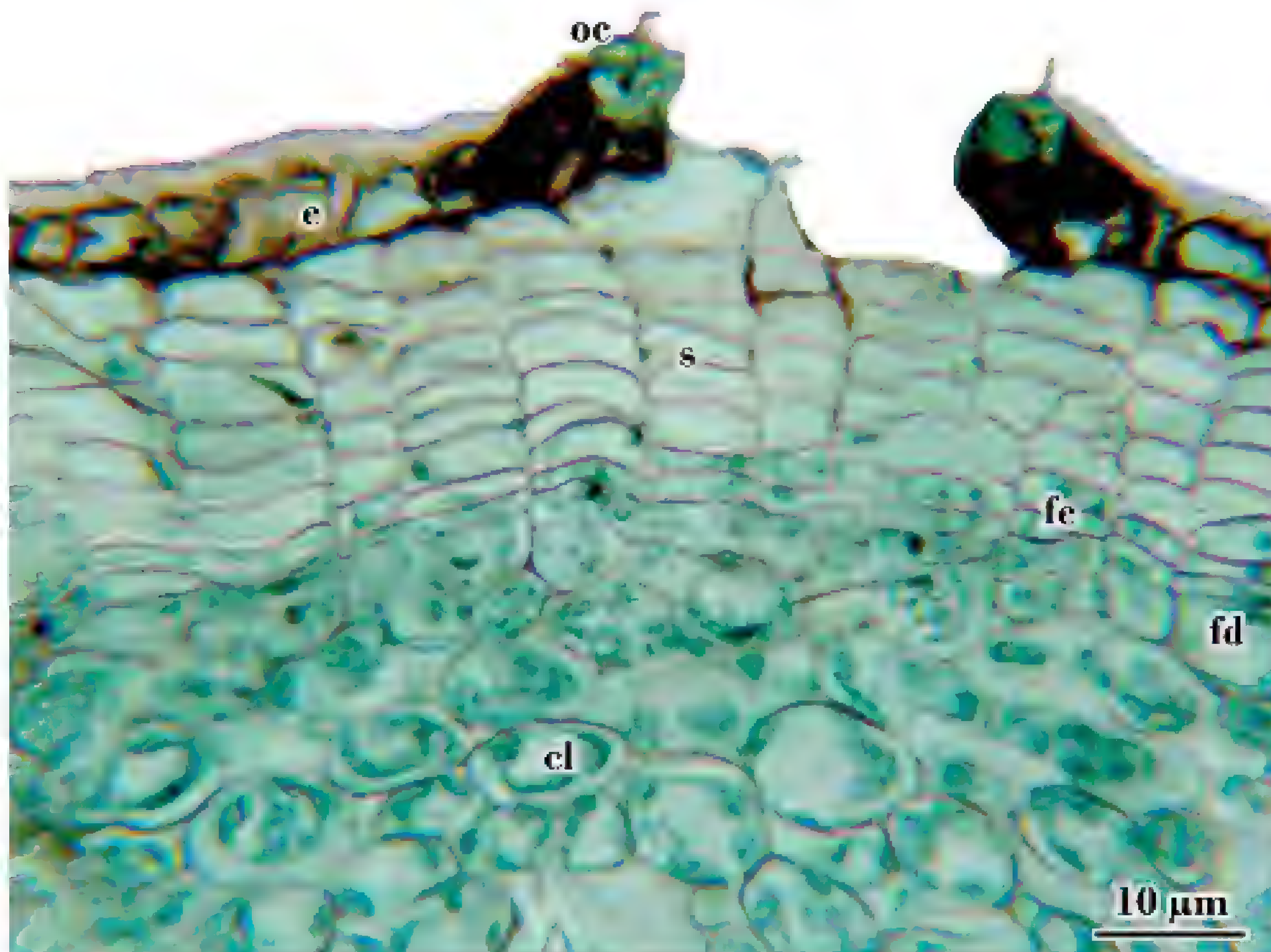


Fig. 87: Tallo de *Prunus* sp., en corte transversal. Se observa la peridermis de origen subepidérmico, formada por varias capas de súber, el felógeno y una capa de felodermis. En la epidermis, las células oclusivas se separan a causa del crecimiento en espesor y es el lugar de formación de las lenticelas.

ABREVIATURAS: **c** = corteza; **cl** = clorénquima; **e** = epidermis; **fd** = felodermis; **fe** = felógeno; **oc** = célula oclusiva; **s** = súber; **te** = tricoma eglandular

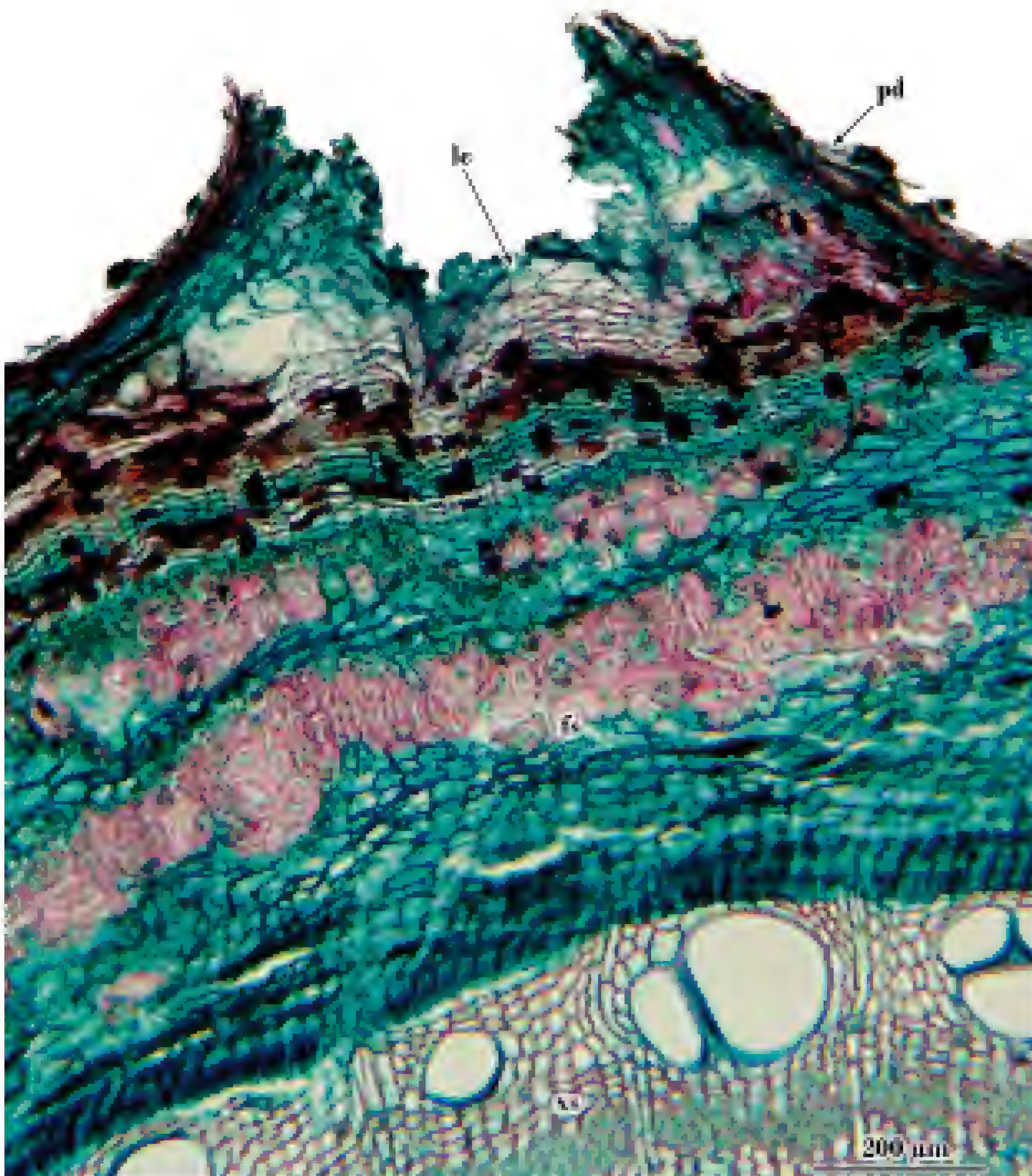


Fig. 88: Tallo de *Acacia* sp., en corte transversal, a nivel de una lenticela. Se observa además, parte del xilema y floema secundarios.

ABREVIATURAS: **fs** = floema secundario; **le** = lenticela; **pd** = peridermis; **xs** = xilema secundario

10. Leño

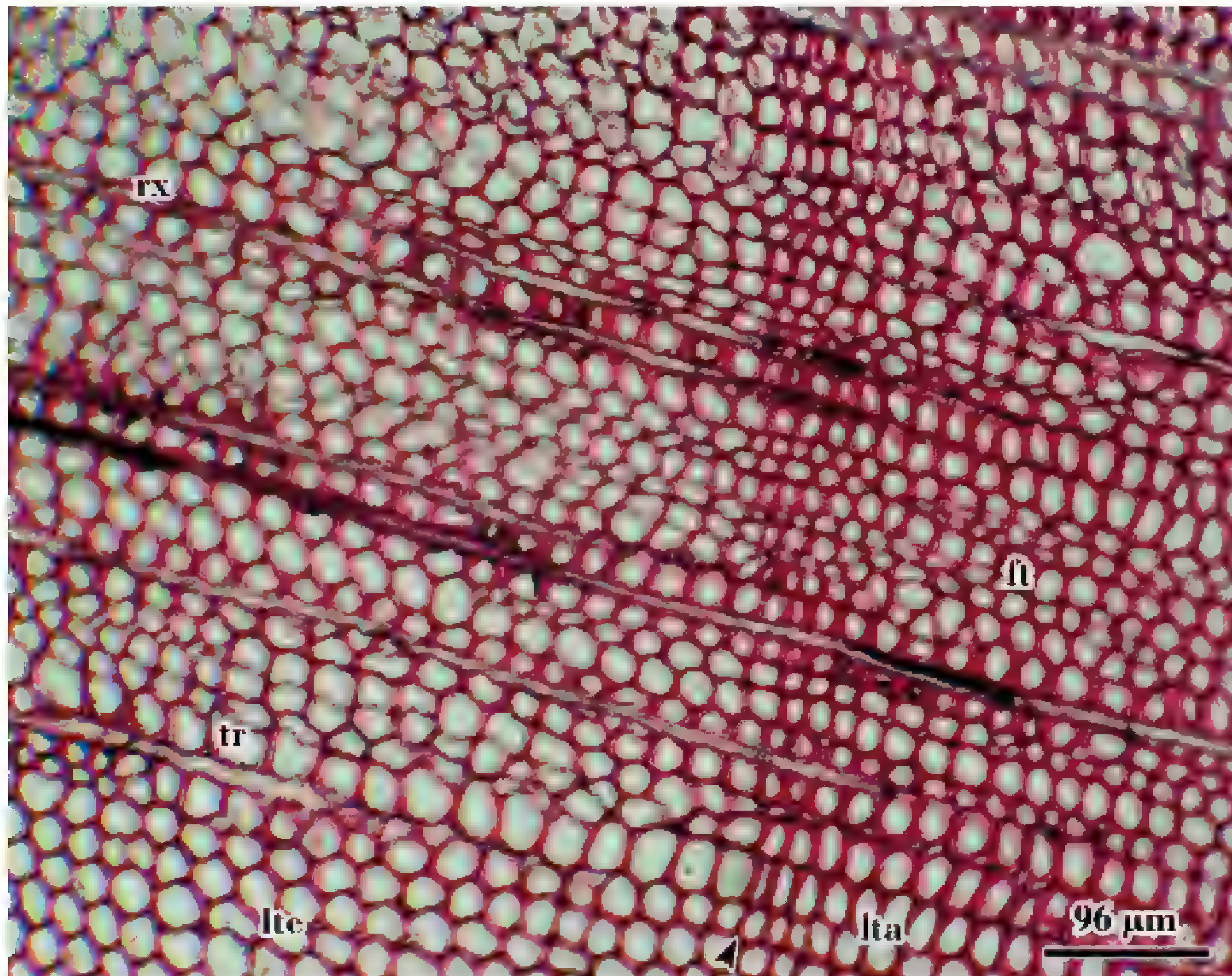


Fig. 89: Leño de *Pinus strobus* L. "pino blanco", en corte transversal. Se observan radios uniseriados, traqueidas y fibrotraqueidas. Con cabeza de flecha se marca el límite del anillos de crecimiento. Los leños tardío y temprano que se muestran, corresponden a diferentes anillos de crecimiento.

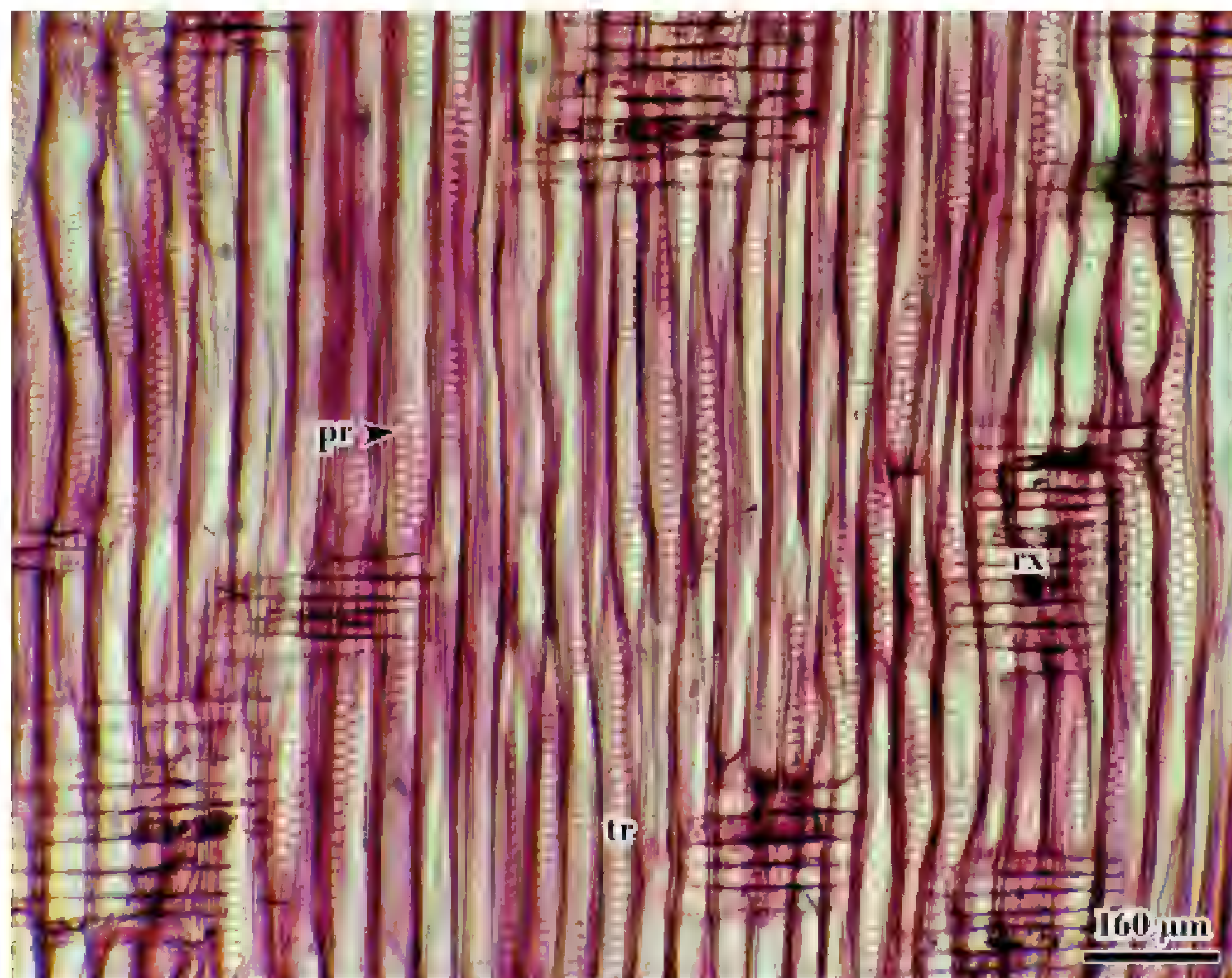


Fig. 90: Leño de *Pinus strobus* "pino blanco", en corte longitudinal radial. En el sistema horizontal, se observan radios formados por células parenquimáticas, todas procumbentes y en el sistema vertical, traqueidas con puntuaciones areoladas.

ABREVIATURAS: **ft** = fibrotraqueidas; **lta** = leño tardío; **lte** = leño temprano; **pr** = puntuación areolada; **rx** = radio xilemático; **tr** = traqueidas



Fig. 91: Leño de *Pinus strobus* "pino blanco", detalle en corte longitudinal radial. Se observan traqueidas con puntuaciones areoladas de disposición alterna.



Fig. 92: Leño de *Pinus strobus* "pino blanco", en corte longitudinal tangencial. Se observa el alto y el ancho de los radios uniseriados y traqueidas del sistema vertical con puntuaciones areoladas.

ABREVIATURAS: **f** = fibras; **pr** = puntuaciones areoladas; **rx** = radio xilemáticos; **tr** = traqueidas.

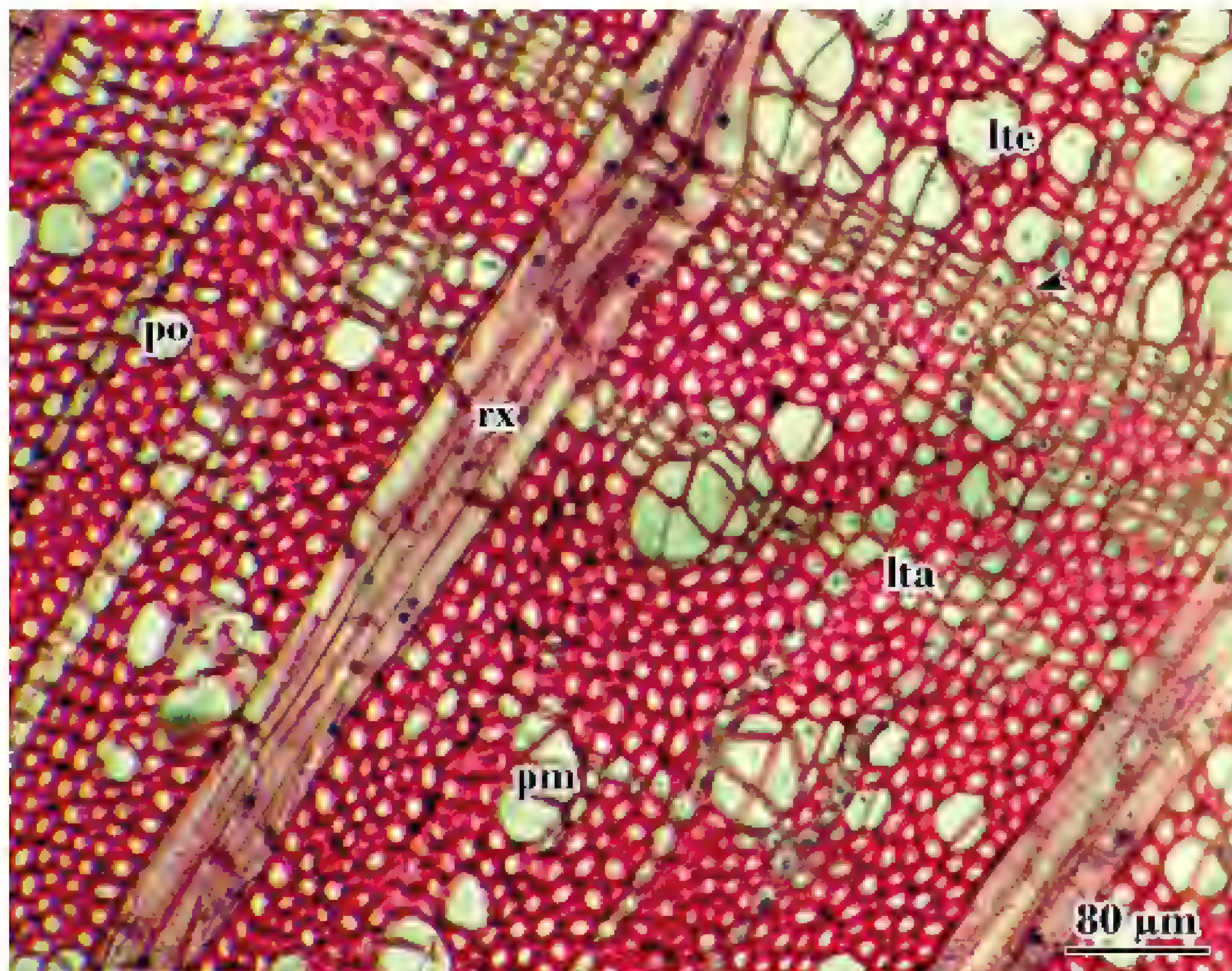


Fig. 93: Leño de *Magnolia grandiflora* L., en corte transversal. Se observa porosidad difusa, los poros son solitarios y múltiples y los radios uni y multiseriados están formados por células parenquimáticas. Con cabeza de flecha se marca el límite del anillo de crecimiento. El leño tardío corresponde a un anillo de crecimiento y el temprano a otro anillo.

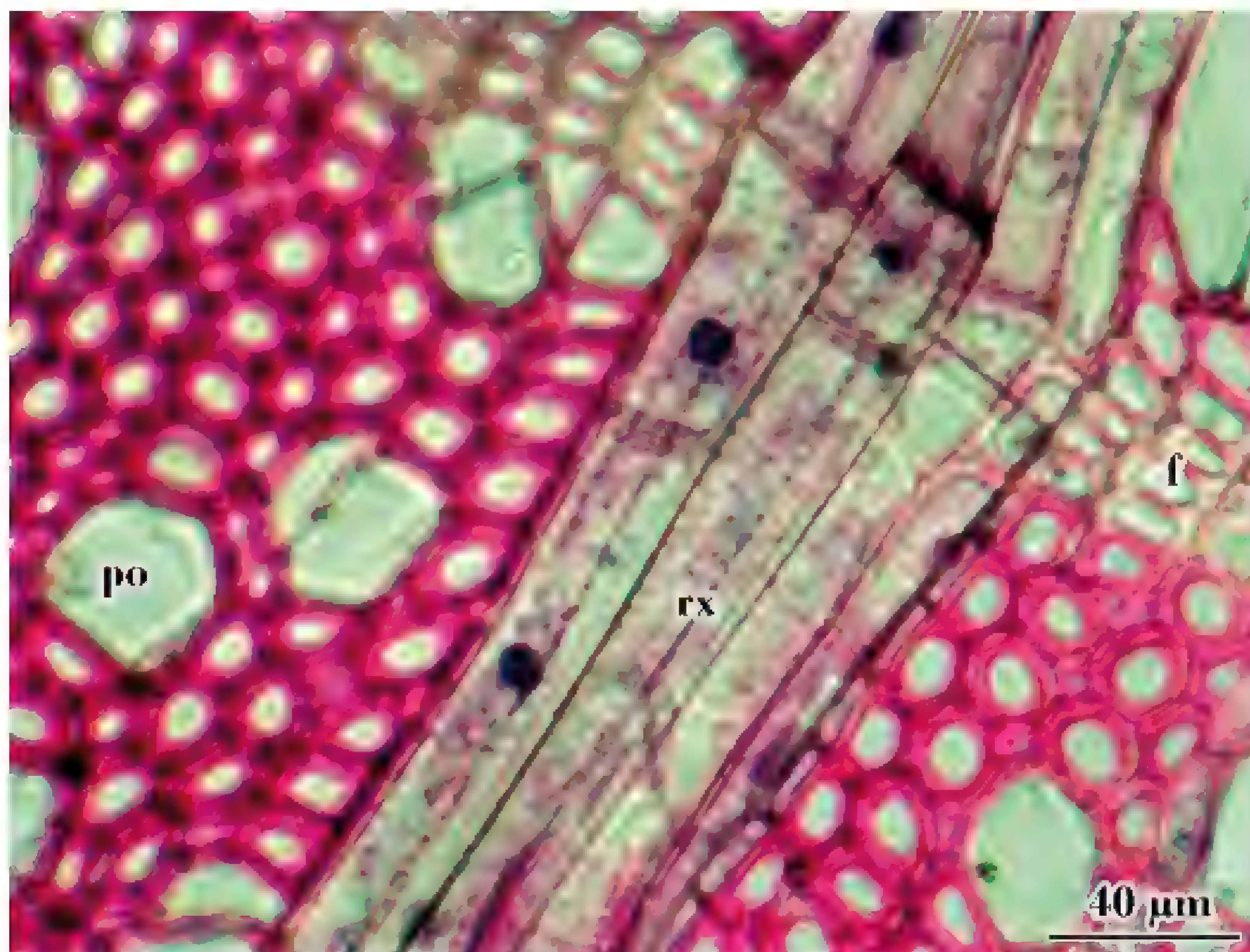


Fig. 94: Detalle del leño de *Magnolia grandiflora*, en corte transversal. Se observa parte de un radio multiseriado y del sistema vertical.

ABREVIATURAS: **f** = fibras; **lta** = leño tardío; **lte** = leño temprano; **pm** = poro múltiple; **po** = poro solitario; **rx** = radio xilemáticos

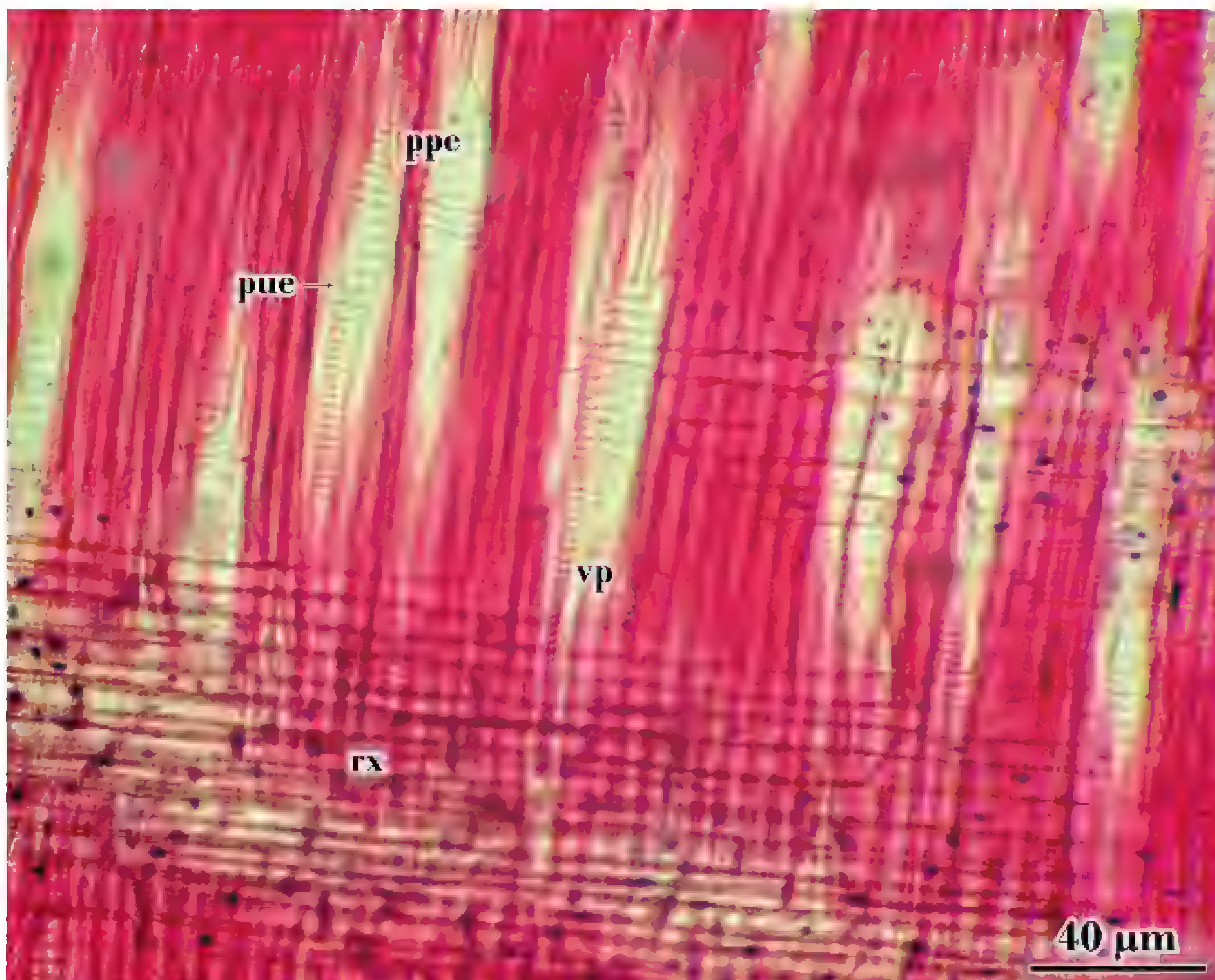


Fig. 95: Leño de *Magnolia grandiflora*, en corte longitudinal radial. Se observan radios xilemáticos con células parénquimáticas procumbentes. En el sistema vertical los vasos tienen puntuaciones escalariformes y placas perforadas escalariformes.



Fig. 96: Detalle del leño de *Magnolia grandiflora*, en corte longitudinal radial. Se observan vasos con puntuaciones escalariformes y placas perforadas escalariformes; además de fibrotraqueidas y células parenquimáticas.

ABREVIATURAS: **ft** = fibrotraqueidas; **ppe** = placa perforada escalariforme; **prr** = puntuaciones areoladas con reborde reducido; **pue** = puntuaciones escalariformes; **rx** = radio xilemático; **vp** = vaso puntuado



Fig. 97: Leño de *Magnolia grandiflora*, en corte longitudinal tangencial. Se observan radios multiseriados con células procumbentes, excepto en los extremos que son erectas. Vasos con puntuaciones escalariformes y placas perforadas escalariformes; además fibras y parénquima xilemático.

ABREVIATURAS: **f** = fibras; **ppe** = placa perforada escalariforme; **pue** = puntuaciones escalariformes; **pxi** = parénquima xilemático; **rx** = radios xilemáticos; **vp** = vaso puntuado

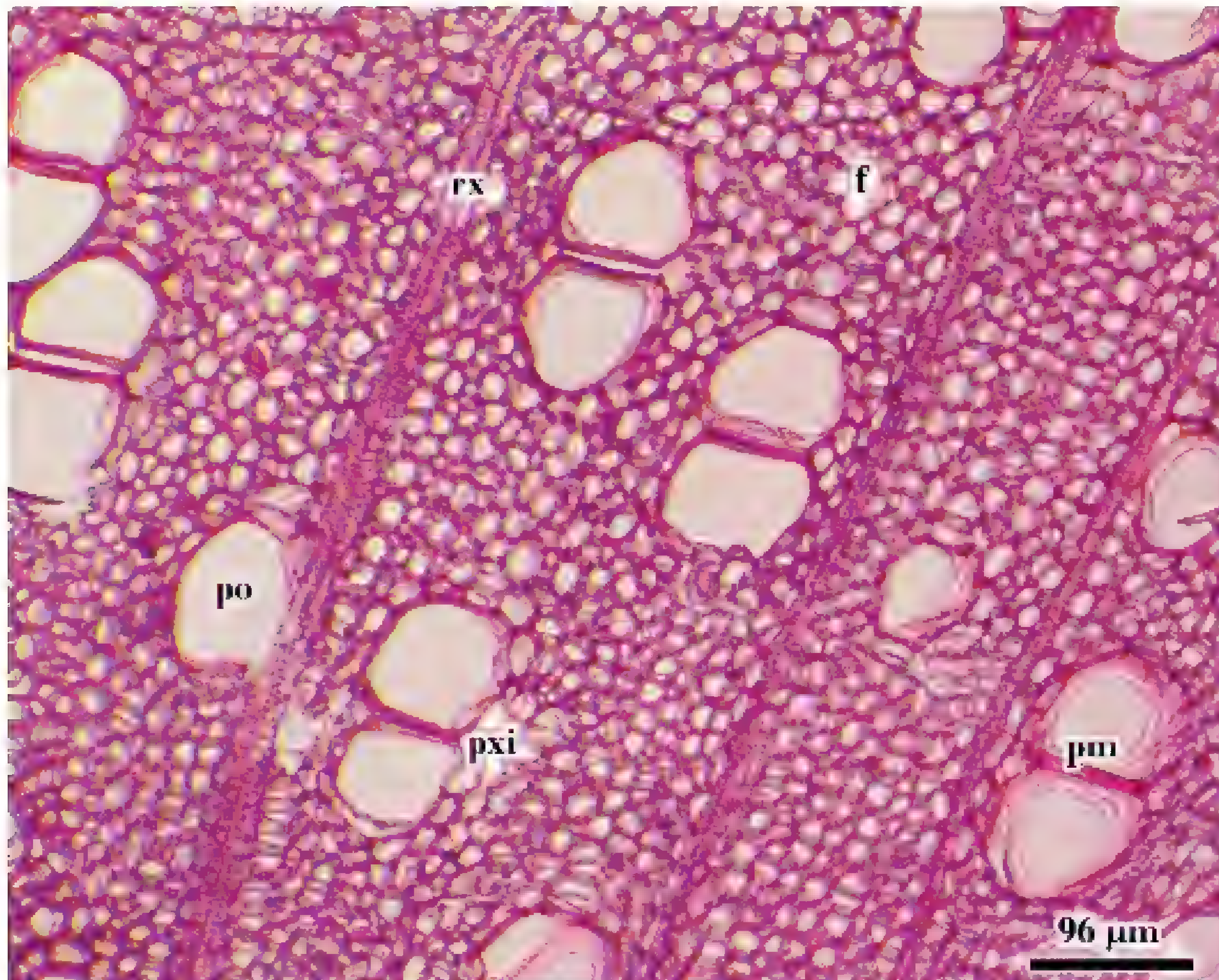


Fig. 98: Leño de *Zanthoxylum coco* Gillies ex Hook. f. & Arn. "coco", en corte transversal. Se observa porosidad difusa, los poros son solitarios y múltiples, los radios multiseriados y el parénquima es paratraqueal.

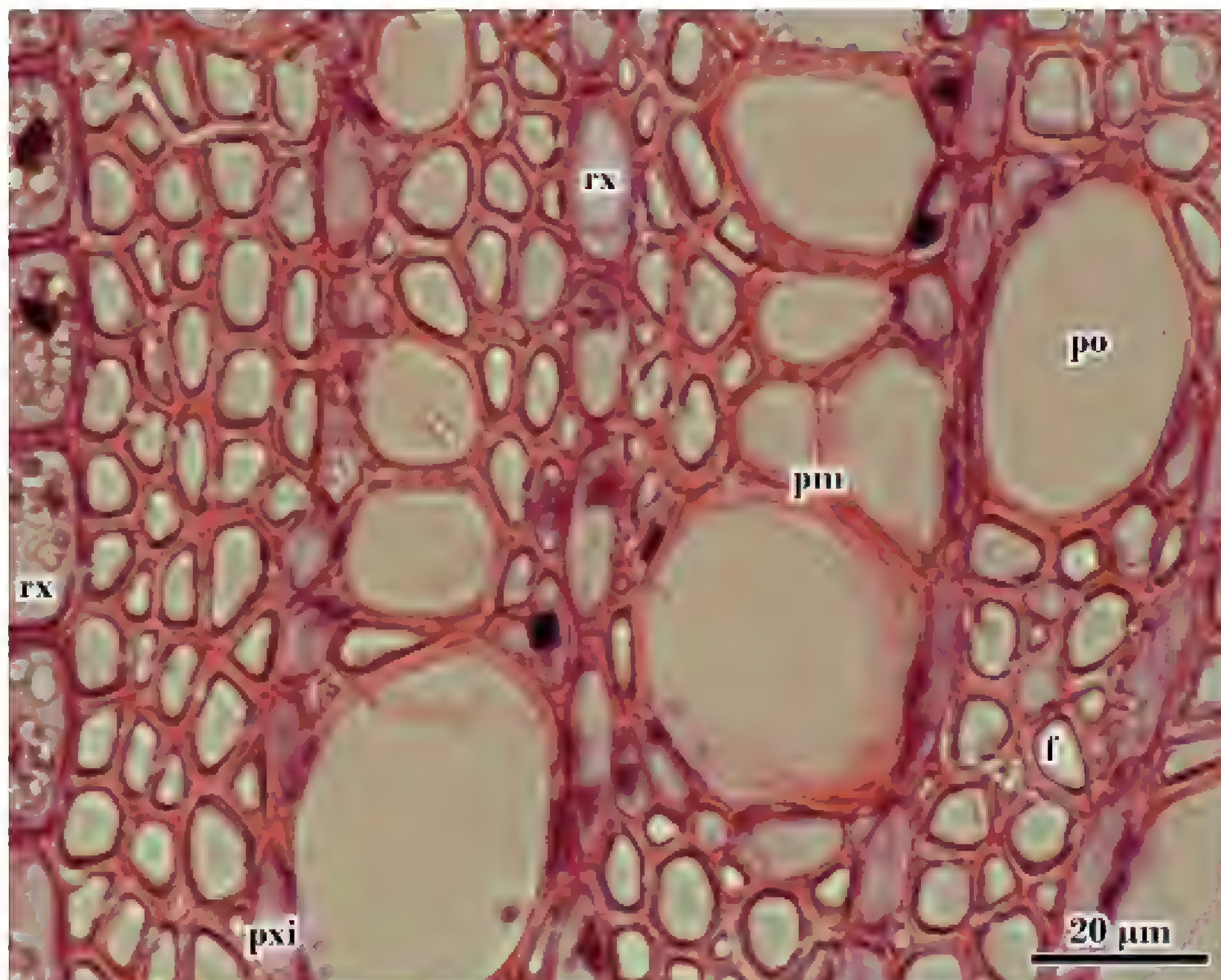


Fig. 99: Tallo de *Solanum diploconos*, en corte transversal. Se observan poros solitarios y múltiples, radios uniseriados, parénquima paratraqueal y fibras.

ABREVIATURAS: **f** = fibras; **po** = poro solitario; **pm** = poro múltiple; **pxi** = parénquima xilemático paratraqueal; **rx** = radios xilemáticos

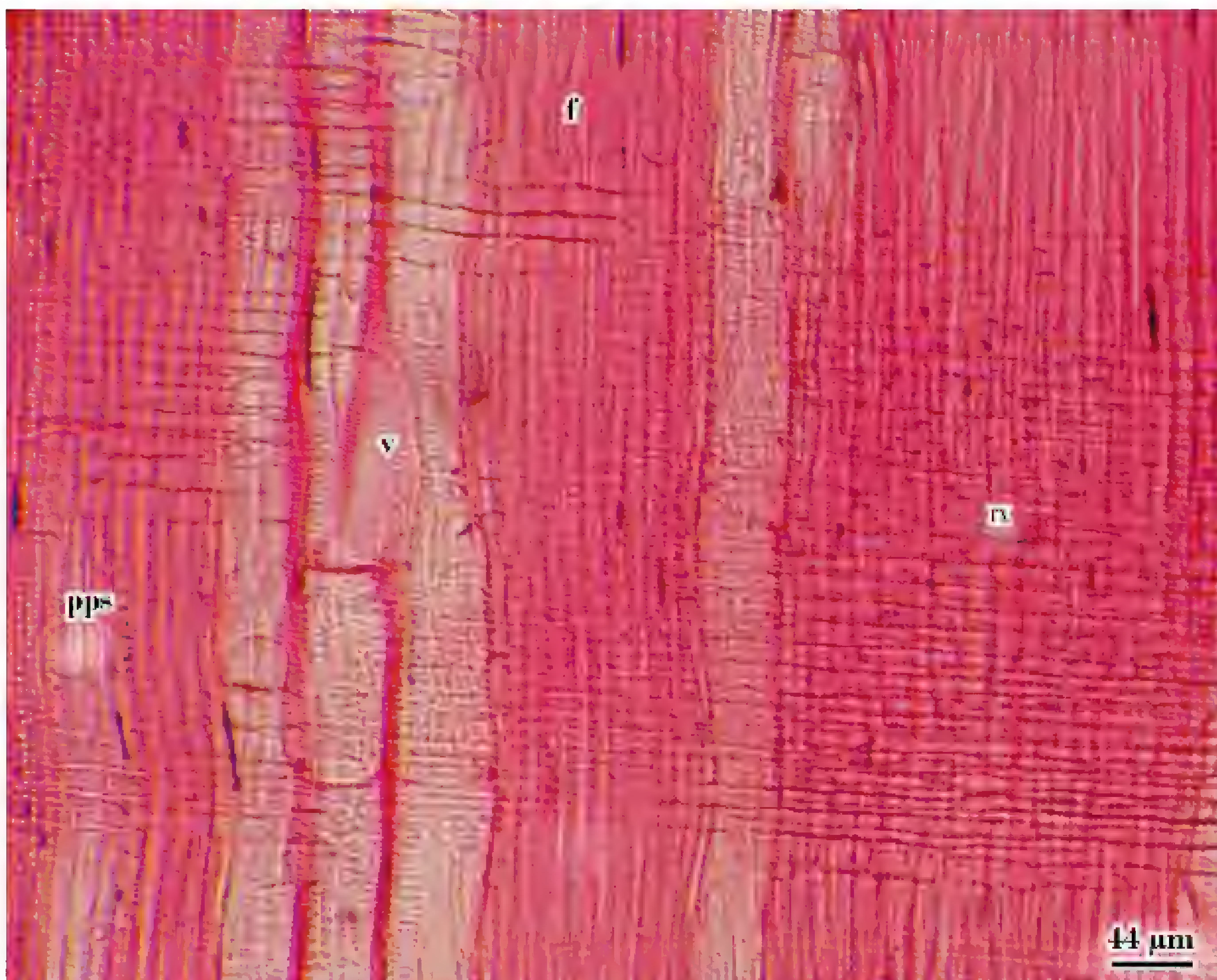


Fig. 100: Leño de *Zanthoxylum coco*, en corte longitudinal radial. Se observa el largo y alto de los radios, formados por células parenquimáticas procumbentes. El sistema vertical presenta vasos puntuados con placas perforadas simples.

ABREVIATURAS: **f** = fibras; **pps** = placa perforada simple; **rx** = radio xilemáticos; **v** = vaso

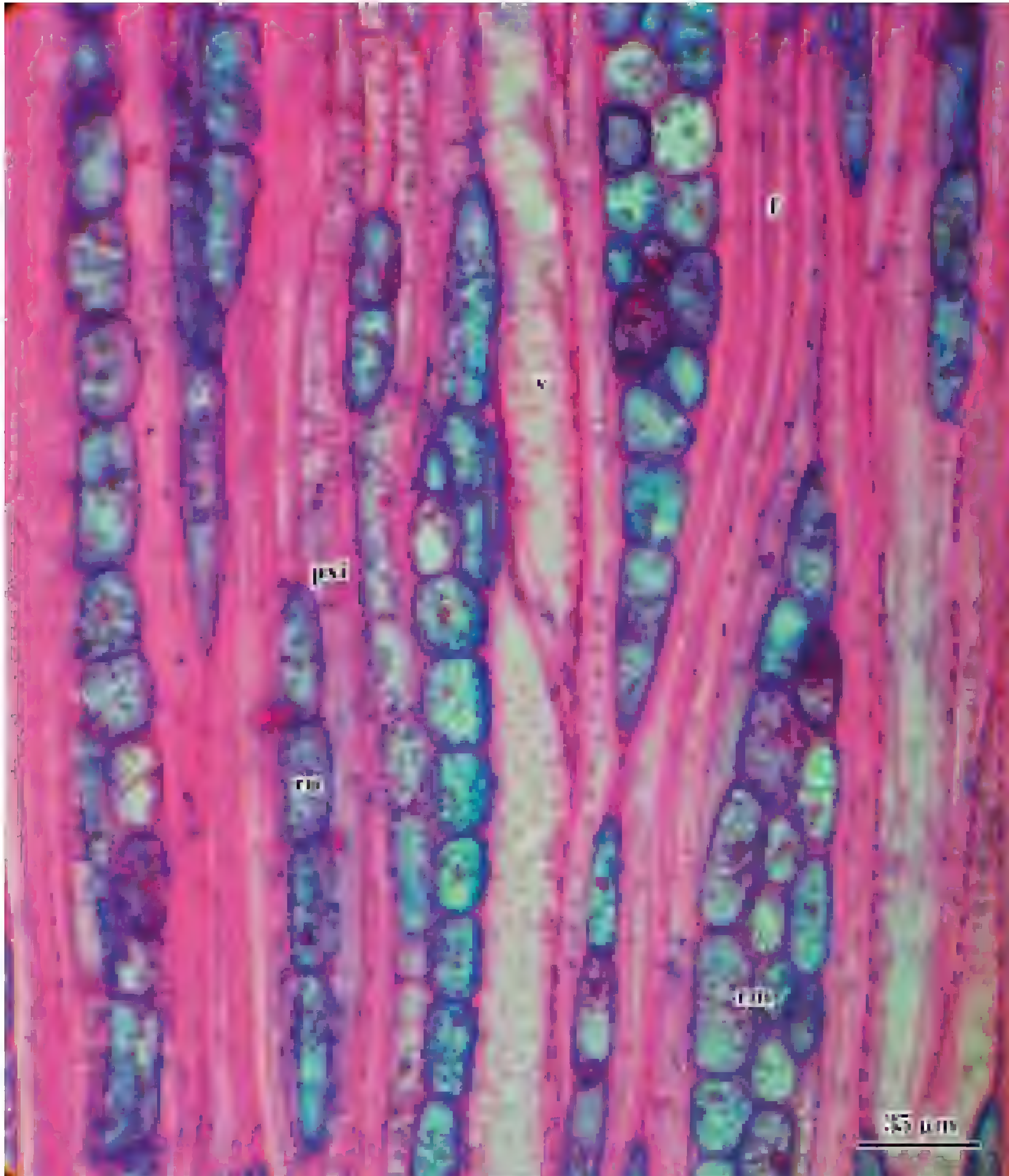


Fig. 101: Leño de *Kageneckia lanceolata* Ruiz & Pav., en corte longitudinal tangencial. Se observan radios xilemáticos uni y multiseriados, formados por células parenquimáticas procumbentes en el centro y erectas en los extremos; vasos con puntuaciones areoladas; fibras y células parenquimáticas.

ABREVIATURAS: **f** = fibras; **pxi** = parénquima xilemático; **rm** = radio multiseriado; **ru** = radio uniseriado; **v** = vaso

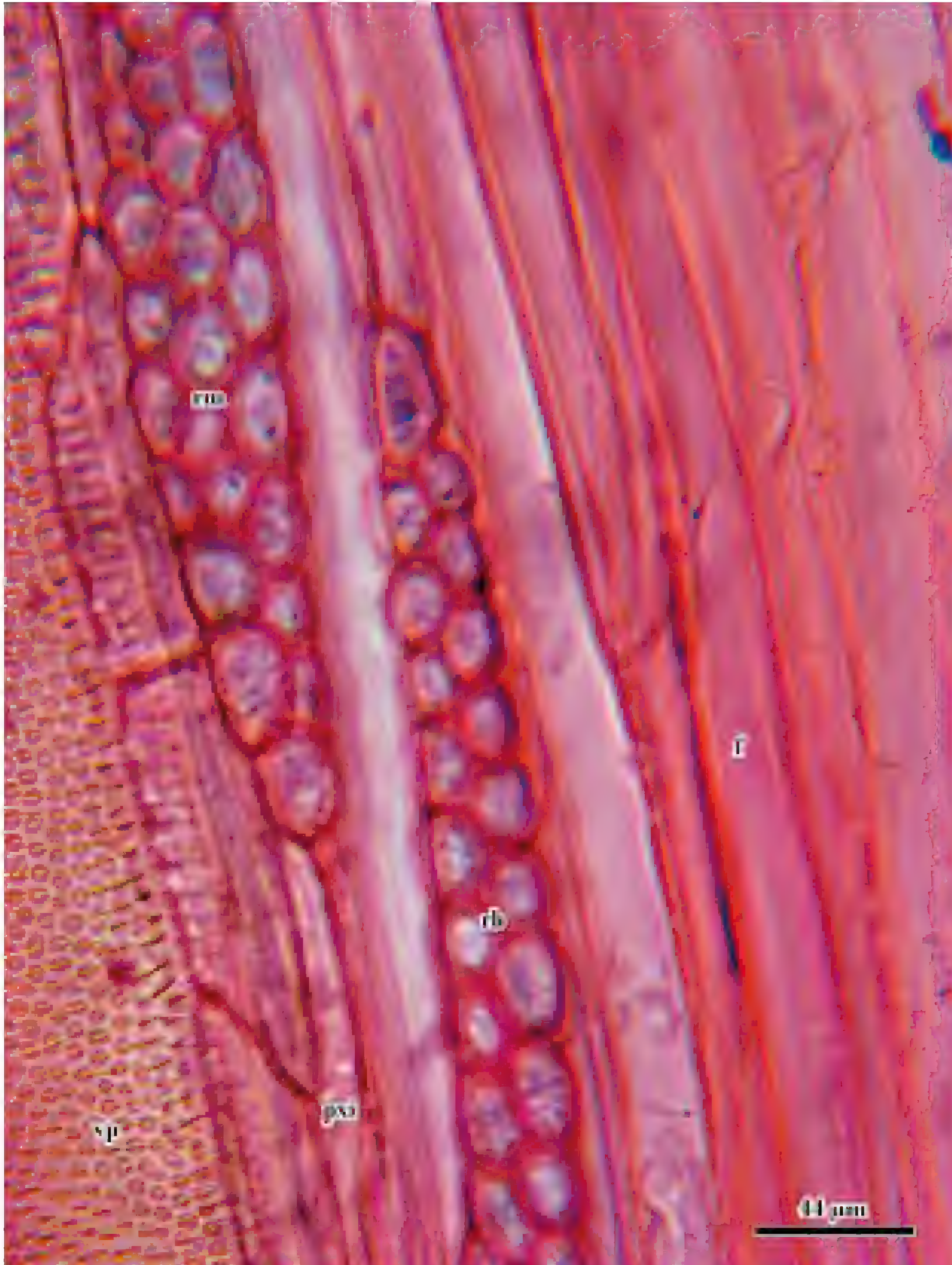


Fig. 102: Detalle del leño de *Zanthoxylum coco*, en corte longitudinal tangencial. Se observan radios multiseriado y biseriado, vasos puntuados, fibras y parénquima paratraqueal.

ABREVIATURAS: **f** = fibras; **pxi** = parénquima xilemático paratraqueal; **rb** = radio biseriado; **rm** = radio multiseriado; **vp** = vaso puntuado

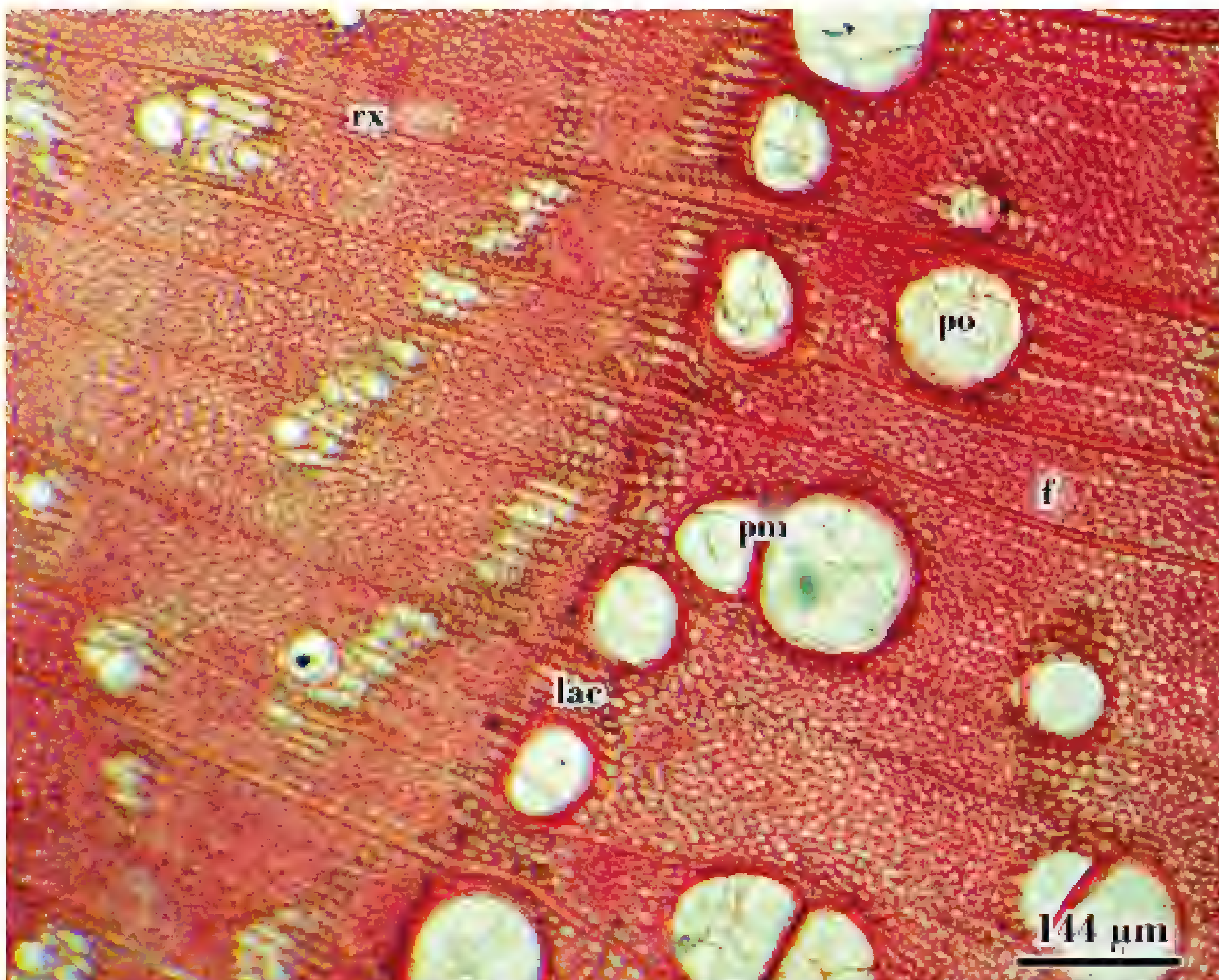


Fig. 103: Leño de *Robinia pseudoacacia* L., en corte transversal. Se observa porosidad circular, los poros son solitarios y múltiples y los radios son uni y multiseriados.



Fig. 104: Detalle de leño de *Robinia pseudoacacia,* en corte transversal. Se observan vasos ocluidos con tílides.

ABREVIATURAS: **f** = fibras; **lac** = límite del anillo de crecimiento; **pm** = poro múltiple; **po** = poro solitario; **pxi** = parénquima xilemático; **rx** = radio xilemático; **t** = tílides

11. Estructuras secretoras



Fig. 105: Nectarios en los septos del ovario de la flor de *Nothoscordum* sp., en corte transversal.

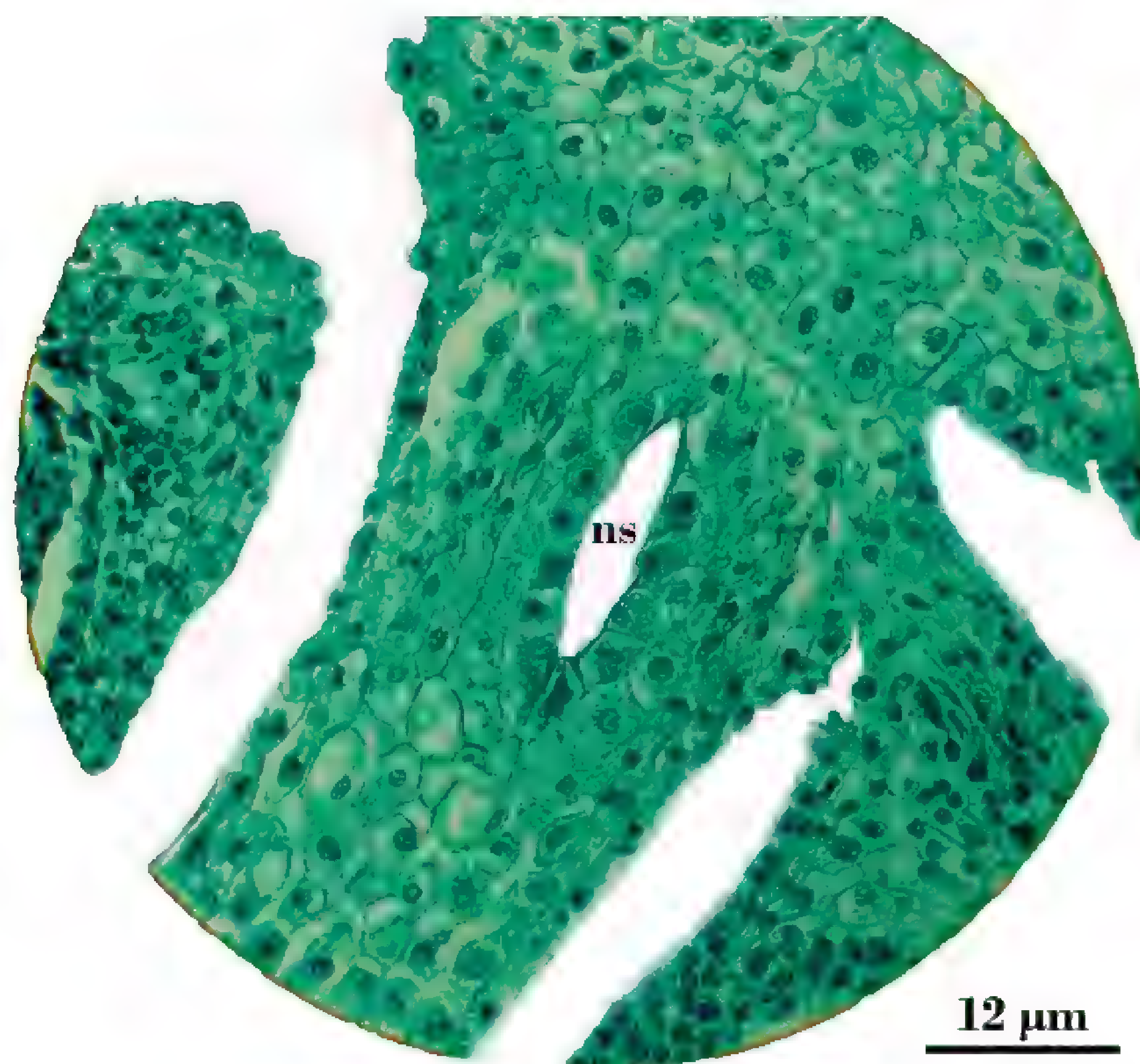


Fig. 106: Detalle de uno de los nectarios septales de *Nothoscordum* sp. Se observa la epidermis secretora del nectario.

ABREVIATURAS: **car** = carpelo; **lo** = lóculo; **ns** = nectario septal; **ov** = óvulo; **se** = septo



Fig. 107: Flor de *Tropaeolum majus* L., en vista lateral. Se observa el espolón y en su interior el nectario.

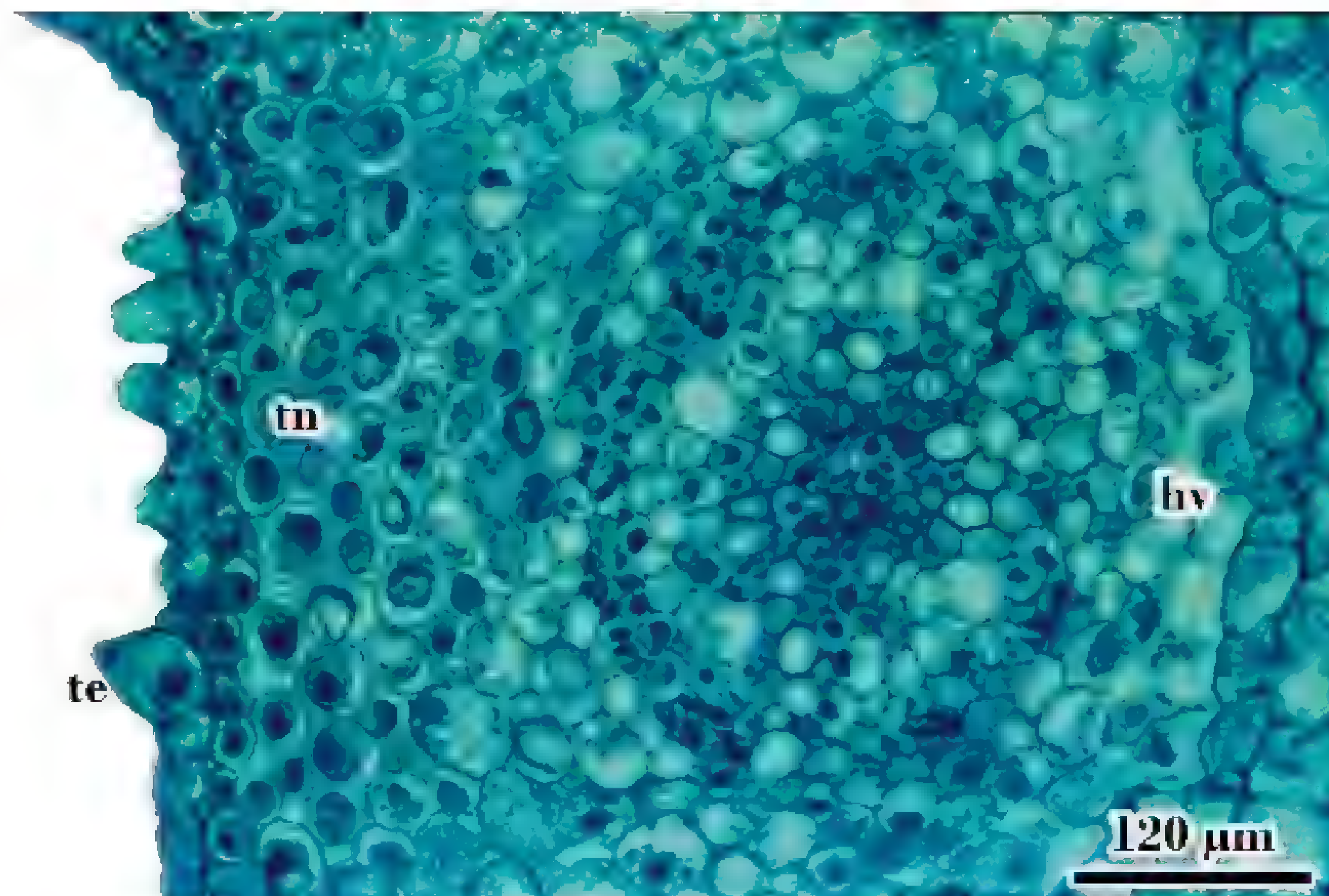


Fig. 108: Tejido nectarífero y hacecillo vascular en el espolón de la flor de *Tropaeolum majus.*

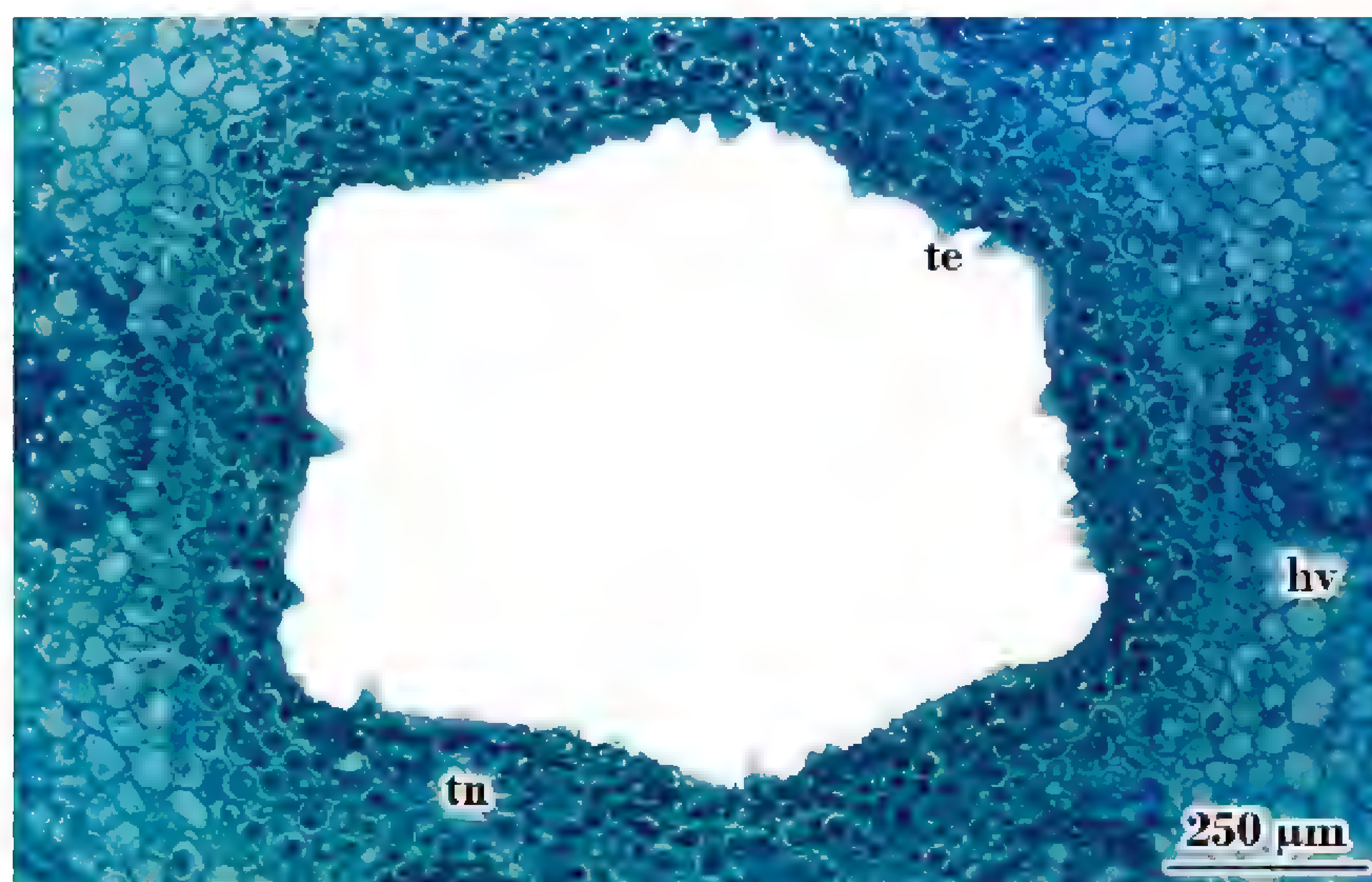


Fig. 109: Espolón de la flor de *Tropaeolum majus.* en corte transversal. Se observa la epidermis y el tejido nectarífero rodeando la cavidad.

ABREVIATURAS: **esn** = espolón; **hv** = haz vascular; **te** = tricoma eglandular; **tn** = tejido nectarífero



Fig. 110: Parte del disco nectarífero en corte longitudinal, en la base del gineceo de *Nicotiana glauca* "palán palán".

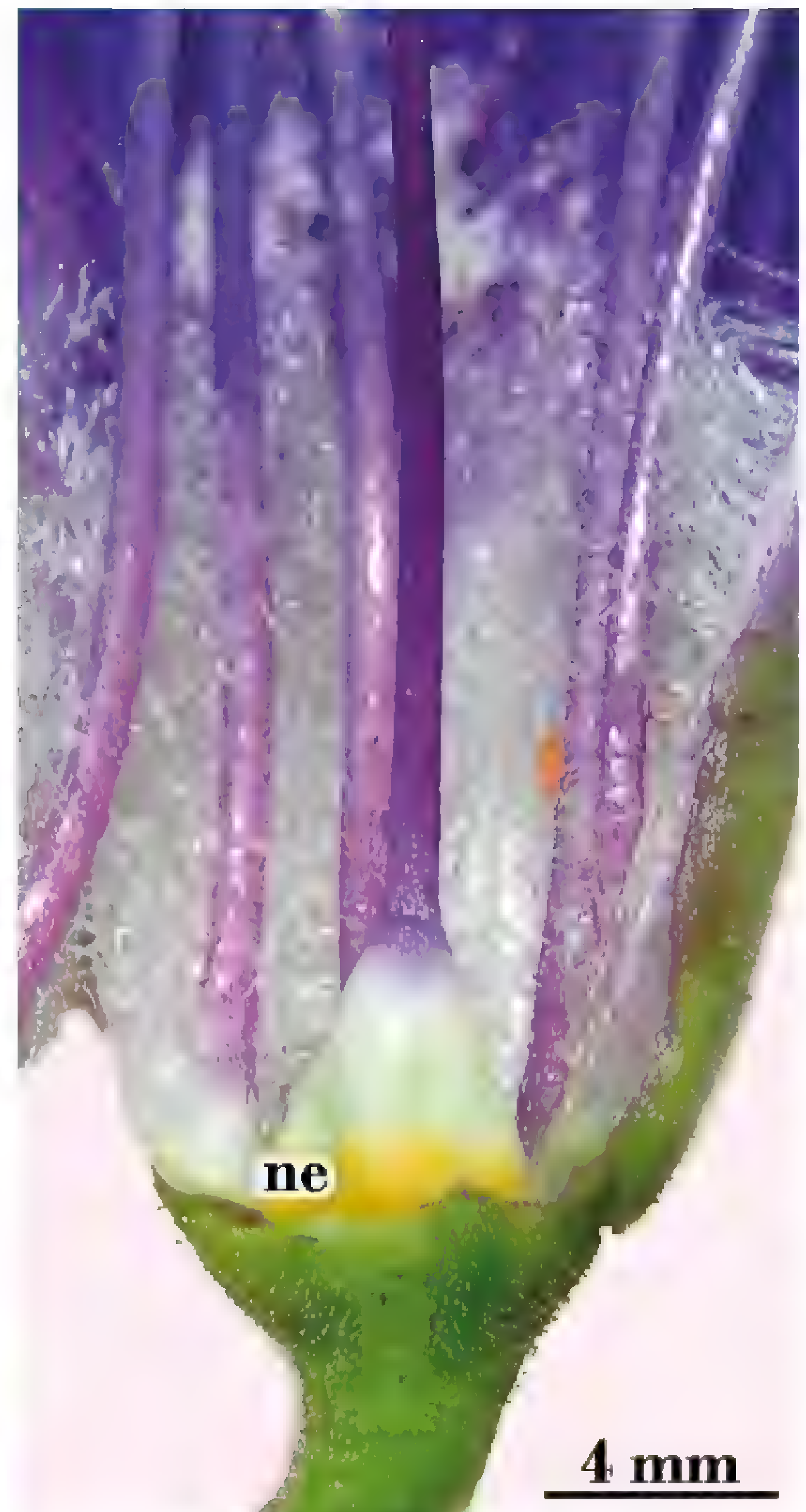


Fig. 111: Flor de *Iochroma australe* Griseb. Se observa el gineceo con un disco nectarífero en la base.

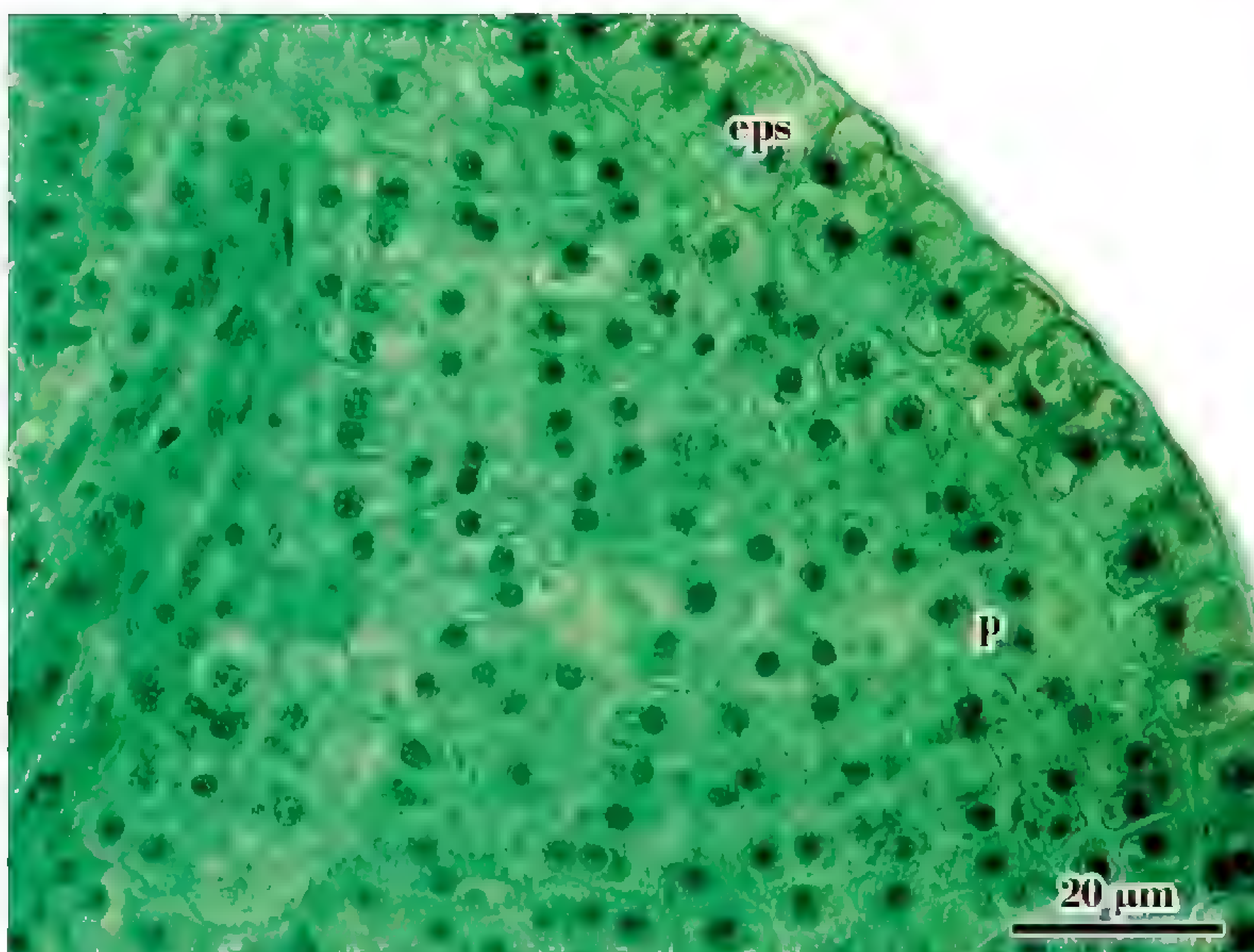


Fig. 112: Detalle del disco nectarífero de *Nicotiana glauca* "palán palán", en corte longitudinal. Se observa la epidermis secretora con células en empalizada y el tejido parenquimático secretor subepidérmico.

ABREVIATURAS: **eps** = epidermis secretora; **ne** = nectario; **p** = parénquima secretor

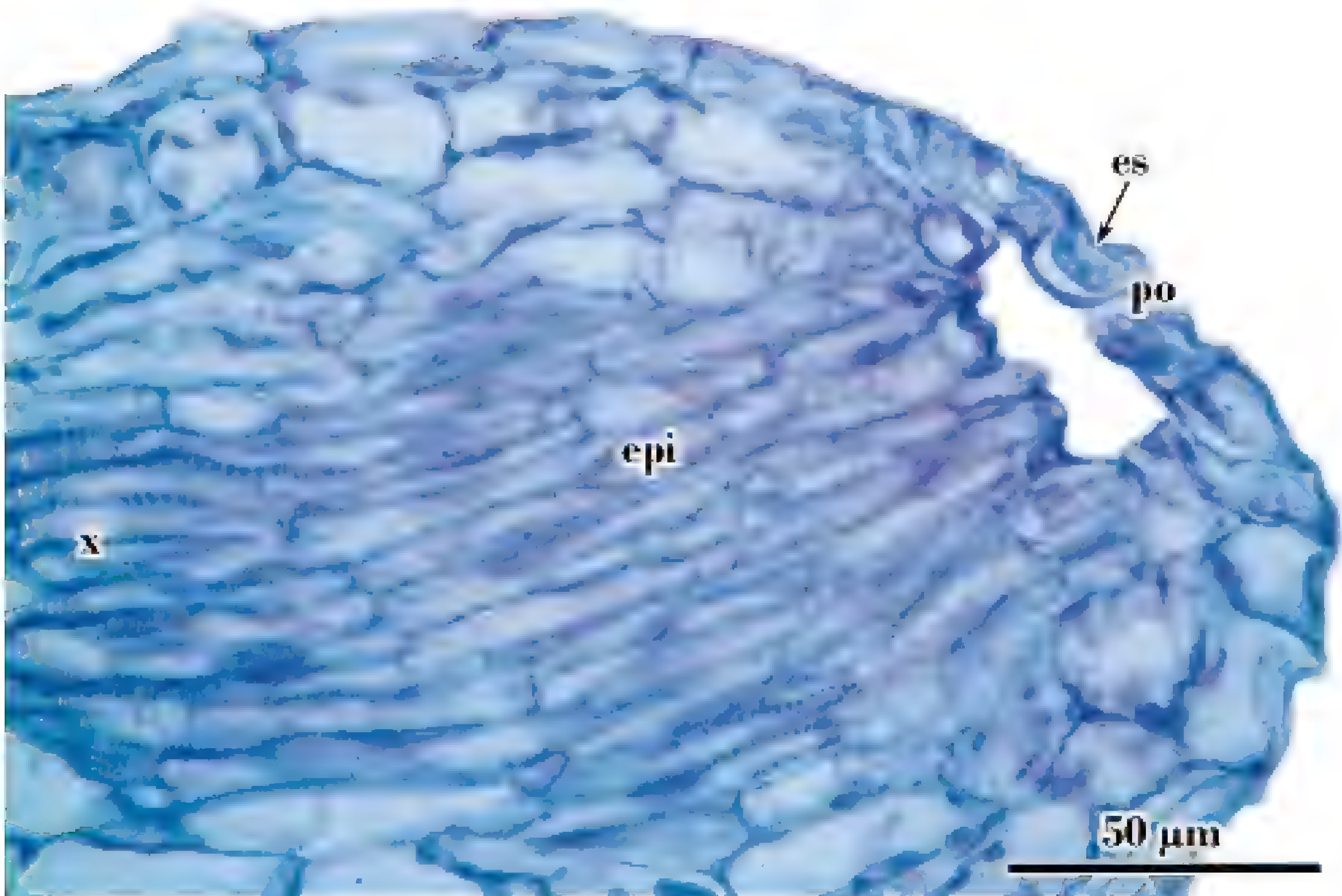


Fig. 113: Hidátodo en el borde de la hoja de *Fuchsia* sp. en corte longitudinal. Se observa un estoma, con la cámara sub-estomática, el epitema y las terminaciones del xilema.



Fig. 114: Cistolito en un tricoma de la hoja de *Celtis ehrenbergiana,* introducido en el mesófilo.

ABREVIATURAS: **ctt** = cistolito; **e** = epidermis; **epi** = epitema; **es** = estoma; **mf** = mesófilo; **li** = litocisto; **po** = poro; **x** = xilema



Fig. 115: Ápice caulinar en corte transversal con un primordio foliar en *Flourensia campestris* Griseb. Se observan numerosos tricomas glandulares y dos conductos secretores esquizógenos.

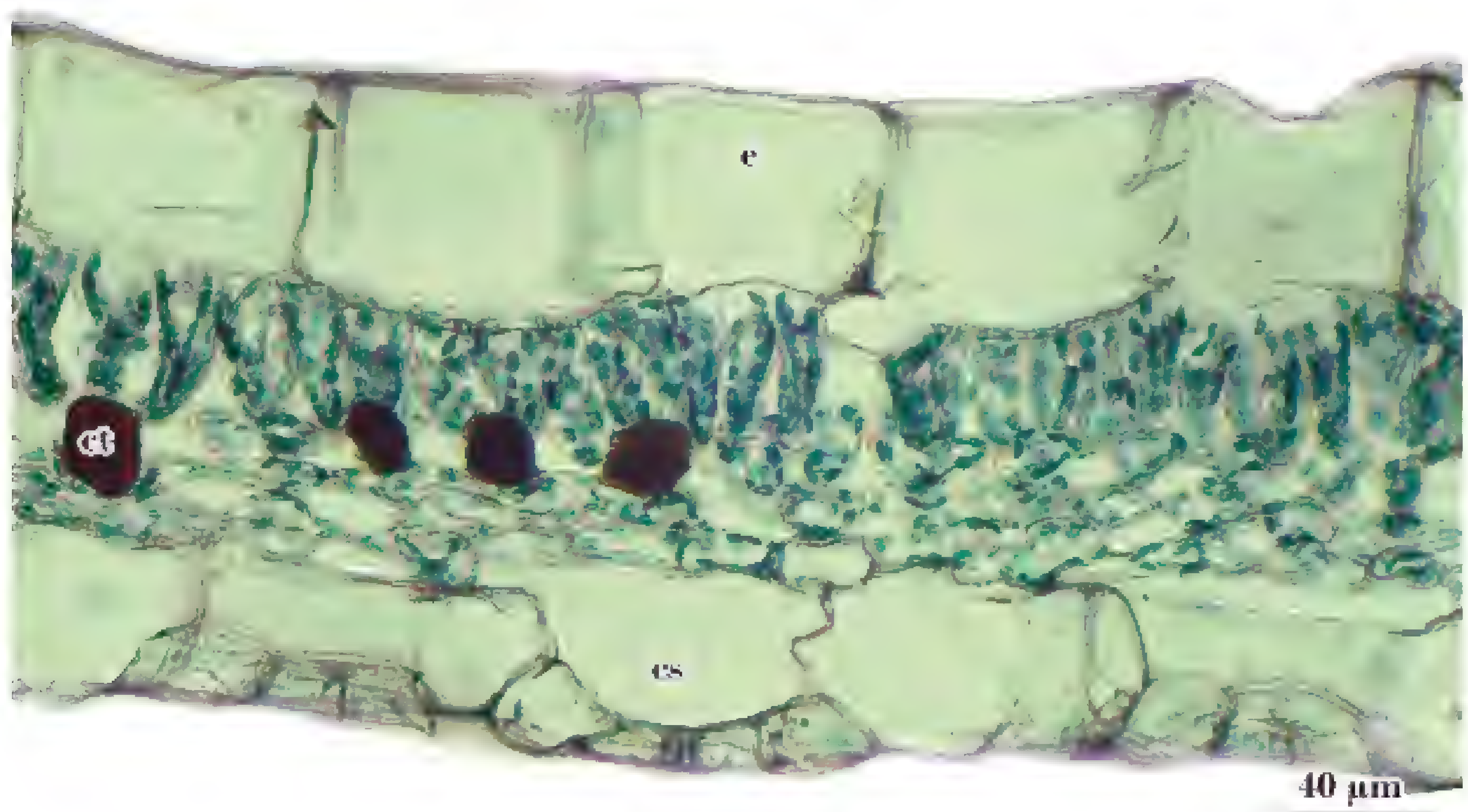


Fig. 116: Células con taninos en el mesófilo de *Commelina* sp., en corte transversal.

ABREVIATURAS: **a** = ápice caulinar; **cs** = cámara subestomática; **ct** = células con taninos; **e** = epidermis; **ee** = espacio secretor esquizógeno; **pf** = primordio foliar; **tg** = tricoma glandular



Fig. 117: Laticíferos en el floema interno del tallo de *Araujia odorata* Fontella & Goyder, en corte transversal.

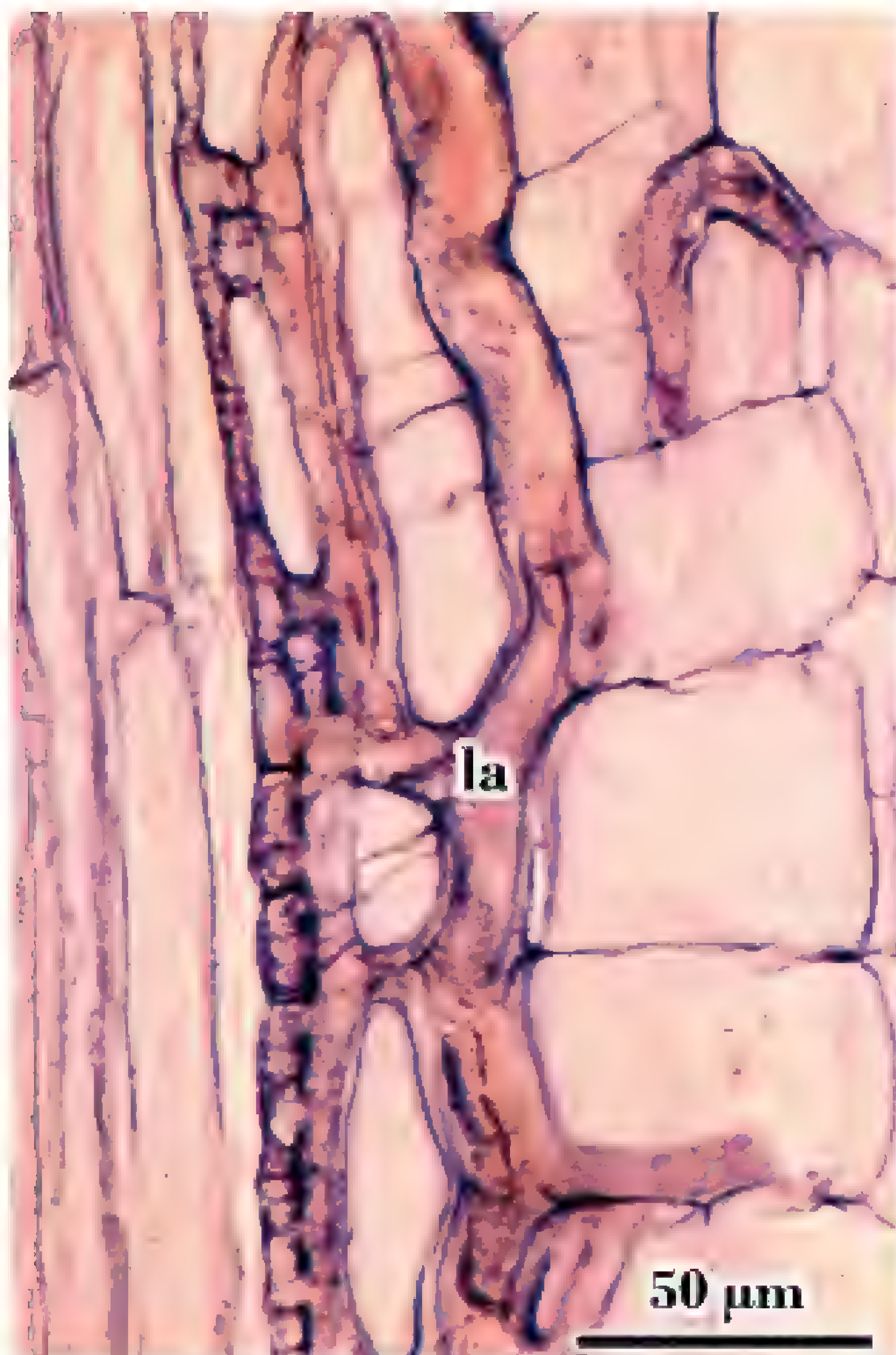


Fig. 118: Laticíferos articulados anastomosado, en corte longitudinal por tallo de *Carica papaya* L.



Fig. 119: Laticíferos no articulados, no ramificados, en corte longitudinal por el tallo de *Araujia odorata.*

ABREVIATURAS: fl = floema interno; **la** = laticífero; **m** = médula; **x** = xilema

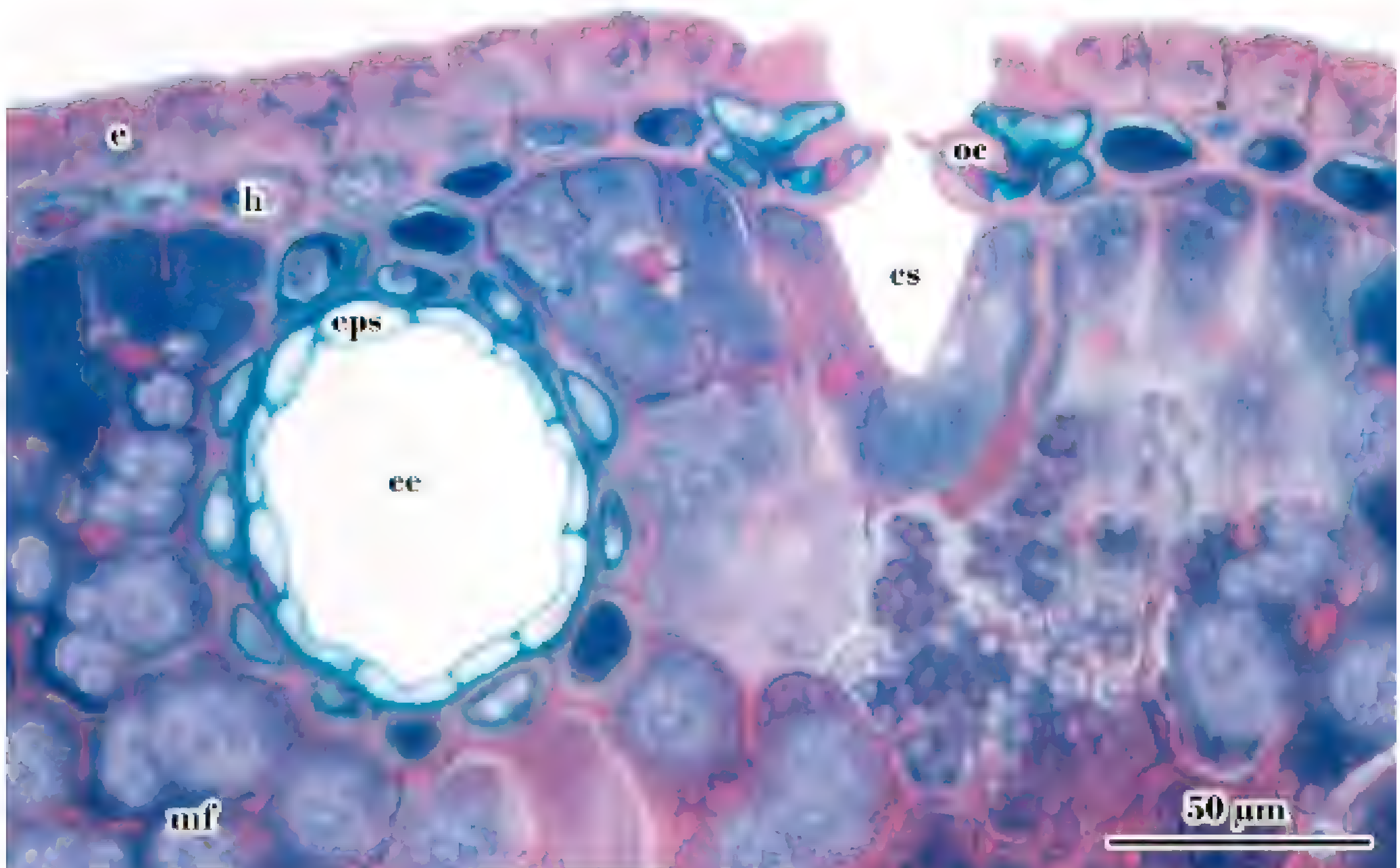


Fig. 120: Espacio secretor esquizógeno, en corte transversal por hoja de *Pinus* sp. Se observan las células del epitelio secretor integras.

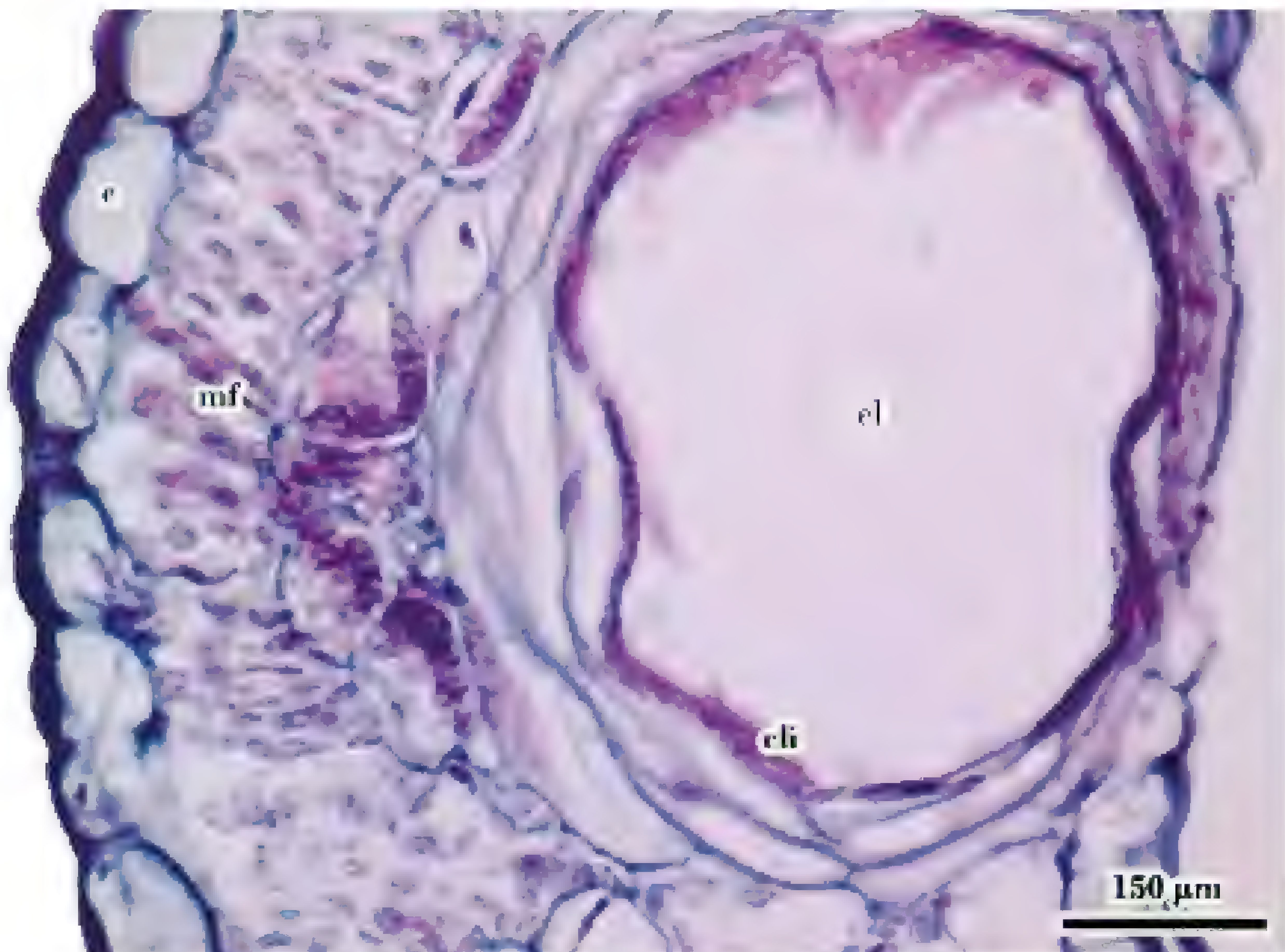


Fig. 121: Espacio secretor lisígeno, en corte transversal por la hoja de *Pectis odorata* Griseb. Se observan las células del epitelio secretor lisadas.

ABREVIATURAS: **cli** = células lisadas; **cs** = cámara subestomática; **e** = epidermis; **ee** = espacio secretor esquizógeno; **el** = espacio secretor lisígeno; **eps** = epidermis secretora; **h** = hipodermis; **mf** = mesófilo; **oc** = célula oclusiva

Literatura citada

Bruno, G.; M. T. Cosa & N. Dottori. 1999. Ontogenia de tricomas estrellados en *Solanum elaeagnifolium*. Kurtziana 27 (1):169-172.

Bruno, G.; N. Dottori & M. T. Cosa. 2002. Estudio morfoanatómico de órganos vegetativos en *Tillandsia tricholepis* y *T. capillaris* forma *capillaris* (Bromeliaceae). Bol. Soc. Argent. Bot. 37 (3-4): 203-210.

Bruno, G.; L. Stiefkens; M. Hadid; I. Liscovsky; M. T. Cosa & N. Dottori. 2007. Efecto de la contaminación ambiental en la hoja de *Ligustrum lucidum* Ait. (Oleaceae). Bol. Soc. Argent. Bot. 42 (3-4): 231-236.

Conn, H. J.; M. A. Darrow & V. M. Emmel. 1960. Staining procedure. Ed. Williams & Wilkins Co. Baltimor.U.S.A.

Cosa, M. T. 1989. Multiplicación vegetativa en Solanaceae: *Nierembergia stricta, N. aristata, Bouchetia anomala* y *Leptoglossis linifolia*. Kurtziana 20: 147-176.

Cosa, M. T. 1991. Estudio morfoanatómico de órganos vegetativos en Cestroideae (Solanaceae). I: Tribu Nicotianeae. Kurtziana 21: 111-152.

Cosa, M. T. 1993. Estudio morfoanatómico de órganos vegetativos en Cestroideae (Solanaceae). II: Tribu Salpiglossideae. Kurtziana 22: 47-72.

Cosa, M. T. 1994. Estudio morfoanatómico de órganos vegetativos en Cestroideae (Solanaceae). III: Tribu Schwenckieae. Kurtziana 23: 9-25.

Cosa, M. T. 1997. Anatomía de los órganos vegetativos en *Heteranthia* y su relación con los géneros de Schwenckieae (Solanaceae). Kurtziana 25: 115-122.

Cosa, M. T.; G. Bruno & N. Dottori. 1998. Anatomía de los órganos vegetativos en *Solanum juvenale* su comparación con *S. elaeagnifolium*. Anales Inst. Biol. Univ. Nac. México. Ser. Bot. 69 (1): 9-22.

Cosa, M. T.; N. Dottori & G. Bruno. 2000. Propagación y anatomía de órganos vegetativos en *Solanum hieronymi* (Solanaceae). Kurtziana 28 (2): 211-220.

Cosa, M. T.; M. Hadid; N. Dottori & G. Bruno. 2002. Anatomía de órganos vegetativo en *Solanum palinacanthum, S. sisymbriifolium* y *S. euacanthum* (Solanaceae). Anales Inst. Biol. Univ. Nac. México. Ser. Bot. 73 (1): 27-38.

Cuellar, N.; C. Lujan & M. T. Cosa. 2013. Arge*mone subfusiformis* (Papaveraceae) especie nativa de interés etnomédico: su anatomía y aplicación en el control de calidad. Arnaldoa 19 (1): 29 - 35.

Cutler, D. F. 1987. Anatomía vegetal aplicada.. Ed. Biblioteca Mosaico. Argentina.

D´Ambrogio de Argüeso, A. 1986. Manual de técnicas de histología vegetal. Ed. Hemisferio Sur. Argentina.

Delbón, N.; M. T. Cosa & N. Dottori. 2007. Anatomía de órganos vegetativos en *Flourensia campestris* y *F. oolepis* con especial referencia a las estructuras secretoras. Arnaldoa. 14 (1): 61-70.

Delbón, N.; M. T. Cosa; N. Dottori & L. Stiefkens. 2007. Análisis comparativo de los caracteres epidérmicos en *Flourensia campestris* y *F. oolepis* (Asteraceae). Bol. Soc. Argent. Bot. 42 (3-4): 245-250.

Delbón, N.; M. A. Cortez; L. Castello; J. C. A. Ríos Villamil; M. J. Risso; N. Dottori & M. T. Cosa. 2010. Anatomía foliar y estrategias adaptativas en especies arbustivas de las Sierras Chicas de Córdoba, Argentina. Arnaldoa 17 (1): 41–49.

Delbón, N.; M. T. Cosa & G. Bernardello. 2012. Exomorfología y anatomía de órganos vegetativos en especies de *Flourensia* D.C. (Asteraceae), con importancia fitoquímica. Acta Botánica Brasílica 26 (1): 9-17.

Dickisón, W. C. 2000. Integrative Plant Anatomy. Academic Press. U.S.A.

Di Fulvio, T. E.; N. Dottori; M. T. Cosa; G. Bruno & N. Pericola. 2013. Complemento Teórico de Morfología Vegetal. Cátedra de Morfología Vegetal. Fac. de Ciencias Exactas Físicas y Naturales. Universidad Nacional de C.órdoba, Argentina.

Di Fulvio, T. E.; N. Dottori; M. T. Cosa; G. Bruno; N. Pericola; M. Hadid; L. Stiefkens & A. Losano. 2012. Manual de Técnicas de Histología Vegetal. Cátedra de Morfología Vegetal. Facultad de Ciencias Exactas Físicas y Naturales. Universidad Nacional de Córdoba, Argentina.

Di Fulvio, T. E. 1976. Observaciones en epidermis de *Notocacthus* y *Wigginsia* (Cactaceae). Kurtziana 9: 7-17.

Dottori, N. 1976. Morfología de *Celtis tala* y *C. pallida* con especial referencia a los domacios. Kurtziana 9: 63-80.

Dottori, N. & M. T. Cosa. 1997. Composición mineral en tricomas foliares de algunas especies de Hydrophyllaceae y Boraginaceae. Kurtziana 25: 35-45.

Dottori, N.; G. Bruno & M. T. Cosa. 2000. Anatomía comparada de las plántulas de *Solanum elaeagnifolium* y *S. juvenale* (Solanaceae). Bol. Soc. Argent.

Bot. 35 (1-2): 115-123.

Esau, K. 1995. Anatomía Vegetal. Ed. Omega. Barcelona. España.

Evert, R. F. 2006. Esau's Plant Anatomy. 3er. Edition. Ed. John Wiley & Sons, Inc. New Jersey. U.S.A.

Fahn, A. 1979. Secretory tissues in Plants. Academic Press. New York. U.S.A.

Fahn, A. 1990. Plant Anatomy. Ed. Pergamon Press. Oxford. U.S.A.

Figueroa, S.; N. Dottori & M. T. Cosa. 2008. Anatomía de órganos vegetativos en *Solanum chenopodioides* Lam. (Solanaceae). Arnaldoa 15 (2): 247-254.

Figueroa, S. D. V.; N. Dottori & M. T. Cosa. 2011. Alteraciones morfo histológicas en *Solanum chenopodioides* (Solanaceae), producidas por ácaros y dípteros minadores. Bol. Soc. Argent. Bot. 46 (3-4): 289-296.

Hadid, M.; A. Pérez; N. Dottori & M. T. Cosa. 2012. Relación del movimiento nástico foliar con la anatomía vegetativa de *Phyllanthus niruri* (Phyllanthaceae). Arnaldoa 19 (1): 29-35.

Kraus, J.; H. De Sousa; M. Rezende; N. Castro; C. Vecchi & R. Luque. 1998. Astra Blue and Basic Fuchsin double staining of plant materials. Biotechnic & Histochemistry 73 (5): 235-243.

Liscovsky, I. J.; M. T. Cosa & N. Dottori. 2001. Crecimiento secundario atípico del tallo de *Datura ferox* (Solanaceae). Kurtziana 29 (1): 7-13.

Liscovsky, I. J.; M. T. Cosa & N. Dottori. 2002. Estudio anatómico de órganos vegetativos en representantes de Datureae (Solanaceae). Bol. Soc. Argent. Bot. 37 (3-4): 171-180.

Liscovsky, I. & M. T. Cosa. 2005. Anatomía comparativa de hoja y tallo en los representantes de Cestreae G. Don (Solanaceae) de Argentina. Gayana Bot. 62 (1): 33-43.

Losano, A. L.; N. Dottori & M. T. Cosa. 2000. Secreciones intravasculares de sustancias gomosas en *Cercidium praecox* (Fabaceae). Anales Inst. Biol. Univ. Nac. México. Ser. Bot. 71 (1): 1-9.

Machado, A. M.; M. T. Cosa & N. Dottori. 2008. Desarrollo de fruto, semilla y germinación en *Nicotiana glauca* Graham (Solanaceae). Arnaldoa 15 (2): 227-235.

Mansilla, M. S.; M. T. Cosa & N. Dottori. 1999. Estudio morfoanatómico de órganos vegetativos en representantes de los géneros *Solanum* Sect. Cyphomandropsis y *Cyphomandra*. Kurtziana 27 (2): 271-284.

Perícola, N.; N. Dottori; M. T. Cosa, M. Hadid & G. Bruno. 2004. Estudio morfoanatómico de la plántula de *Solanum palinacanthum* (Solanaceae). Bol. Soc. Argent. Bot. 39 (1-2): 67-73.

Perícola, N; M. Hadid; I. J. Liscovsky; M. T. Cosa; N. Dottori & G. Bruno. 2006. Técnicas para el estudio de adaptaciones anatómicas en vegetales: una propuesta para el laboratorio. Revista de Educación en Biología 9 (1): 28-35.

Rigonatto, O.; N. Dottori & M. T. Cosa. 2005. Anatomía de órganos vegetativos en *Solanum argentinum* Bitter et Lillo.

Anexo

1.- Epidermis

Figura 1: Estomas, ontogenia en hoja de *Solanum glaucophyllum* Desf.

Figura 2: Estomas anomocíticos y anisocíticos en hoja de *Solanum glaucophyllum*

Figura 3: Estoma paracítico en hoja de *Vinca* sp.

Figura 4: Estomas diacíticos en hoja de *Dianthus* sp.

Figura 5: Estoma de Poáceas en hoja de *Zea mays* L.

Figura 6: Cuerpos silíceos, estomas y cerda en hoja de *Digitaria sanguinalis* (L.) Scop.

Figura 7: Cripta estomática en hoja de *Nerium oleander* L.

Figura 8: Estoma en tallo de *Fabiana densa* J. Remy

Figura 9: Epidermis pluristratificada en hoja de *Commelina* sp.

Figura 10: Estoma en tallo de *Parodia submammulosa* (Lem.) R. Kiesling

Figura 11: Células buliformes en hoja de *Poa pratensis* L.

Figura 12: Tricomas glandulares en hojas de: A: *Solanum stuckertii* Bitter; B: *Solanum betaceum* Cav.

Figura 13: Tricoma eglandular, uniseriado, hoja de *Solanum betaceum*

Figura 14: Tricoma eglandular ramificado en hoja de *Sessea regnelli* Taubert.

Figura 15: Tricoma estrellado con pie emergente en hoja de *Solanum elaeagnifolium* Cav.

Figura 16: Tricoma estrellado con pie intrusivo en hoja de *Solanum elaeagnifolium*

Figura 17: Tricoma peltado en hoja de *Tillandsia capillaris* Ruiz & Pav.

2.- Tejidos Fundamentales

Figura 18: Parénquima medular en tallo de *Cestrum kunthii* Francey

Figura 19: Parénquima medular en tallo de *Solanum diploconos* (Mart.) Bohs

Figura 20: Clorénquima en tallo de *Ruscus hypoglossum* L.

Figura 21: Aerénquima en tallo de *Potamogeton ferrugineus* Hagstr.

Figura 22: Diafragma en tallo de *Potamogeton ferrugineus*

Figura 23: Parénquima reservante en tallo de *Solanum betaceum*

Figura 24: Parénquima reservante en raíz de *Solanum juvenale* Thell.

Figura 25: Colénquima angular en tallo de *Solanum hieronymi* Kuntze

Figura 26: Colénquima angular en tallo de *Cucurbita pepo* L.

Figura 27: Colénquima lagunar en tallo de *Datura ferox* L.

Figura 28: Colénquima laminar en tallo de *Passiflora caerulea* L.

Figura 29: Fibras perivasculares en tallo de *Pantacantha ameghinoi* Speg.

Figura 30: Fibras corticales en tallo de *Ruscus hypoglossum*

Figura 31: Macrosclereidas y braquisclereidas en mesocarpo de *Trithrinax campestris* (Burmeist.) Drude & Griseb.

Figura 32: Macroscleridas en hoja de *Aspidosperma quebracho-blanco* Schltdl.

Figura 33: Astrosclereida del tegumento seminal de *Solanum argentinum* Bitter & Lillo

Figura 34: Fibrosclereidas en tallo de *Benthamiella azorella* (Skottsb.) A. Soriano

3: Tejidos Vasculares Primarios

Figura 35: Tallo de *Cucurbita pepo*

Figura 36: Hacecillo bicolateral abierto en tallo de *Cucurbita pepo*

Figura 37: Hacecillo bicolateral en tallo de *Cucurbita pepo*, cámbium y floema externo

Figura 38: Hacecillo bicolateral en tallo de *Cucurbita pepo*, cámbium y floema interno

Figura 39: Placa cribosa en tallo de *Cucurbita pepo*

Figura 40: Tubo criboso, tapón de proteína "P", en tallo de *Cucurbita* sp.

Figura 41: Tubos cribosos y células acompañantes, en tallo de *Cucurbita pepo*

Figura 42: Vasos del protoxilema y metaxilema en tallo de *Cucurbita* sp.

Figura 43: Vasos del protoxilema y metaxilema en tallo de *Zea mays*

4: Meristemas Apicales

Figura 44: Yema de *Salvia* sp.

Figura 45: Ápice caulinar de *Salvia* sp.

Figura 46: Yema de *Zea mays*

Figura 47: Ápice caulinar de Zea mays

Figura 48: Ápice radical de *Raphanus sativus* L.

Figura 49: Zona meristemática de raíz de *Raphanus sativus*

Figura 50: Zona meristemática de raíz de *Zea mays*

5: Raíz: Estructura primaria

Figura 51: Raíz poliarca de *Iris* sp.

Figura 52: Cilindro central y parte de corteza en raíz de *Iris* sp.

Figura 53: Detalle del cilindro central en raíz de *Iris* sp.

Figura 54: Raíz triarca de *Lens culinaris* Medik.

Figura 55: Cilindro central en raíz de *Lens culinaris*

Figura 56: Cilindro central en raíz de *Verbesina encelioides* (Cav.) Benth. & Hook. f. ex A. Gray

6: Tallo: Estructura primaria

Figura 57: Detalle de la plectostela en tallo de *Lycopodium* sp.

Figura 58: Sifonostela anfifloica en rizoma de *Dicksonia* sp.

Figura 59: Sifonostela anfifloica en tallo de *Aspidosperma quebracho-blanco*

Figura 60: Detalle de la sifonostela de *Aspidosperma quebracho-blanco*

Figura 61: Hacecillo colateral abierto en tallo de *Arachis hypogaea* L.

Figura 62: Eustela con hacecillos colaterales en tallo de *Apium* sp.

Figura 63: Hacecillo concéntrico anficribal en tallo de *Pteris* sp.

Figura 64: Dictiostela en tallo de *Pteris* sp.

Figura 65: Hacecillo colateral cerrado en tallo de *Ammophila arenaria* (L.) Link

Figura 66: Atactostela en tallo de *Sorghum* sp.

Figura 67: Nudo unilacunar en tallo de *Nicotiana glauca* Graham

Figura 68: Nudo trilacunar en tallo de *Celtis ehrenbergiana* (Klotzsch) Liebm.

Figura 69: Nudo multilacunar en tallo de *Ruprechtia apetala* Wedd.

7: Hoja

8: Raíz: Estructura secundaria

9: Tallo: Estructura secundaria

10: Leño

11: Estructuras Secretoras

Arnaldoa 20 (2): 253 - 258, 2013 ISSN: 1815-8242

Una nueva especie de *Hasseltia* (Salicaceae) del Perú

A new species of *Hasseltia* (Salicaceae) from Peru



Rodolfo Vásquez Martínez
Estación Biológica del Jardín Botánico de Missouri c/o Herbario HOXA, Prolongación Bolognesi Mz. E-6, Oxapampa, Pasco, PERÚ. neotaxon@yahoo.com

Abel L. Monteagudo Mendoza
Estación Biológica del Jardín Botánico de Missouri c/o Herbario HOXA, Prolongación Bolognesi Mz. E-6, Oxapampa, Pasco, PERÚ.
monteagudomendoza@yahoo.com

Resumen

Se describe e ilustra *Hasseltia yanachagaensis,* especie nueva de Salicaceae, procedente de la zona de amortiguamiento oeste del Parque Nacional Yanachaga Chemillén, Departamento de Pasco, Perú; también se discute sus relaciones con otras especies afines.

Palabras clave: *Hasseltia,*especie nueva, Salicaceae, Perú

Abstract

Hasseltia yanachagaensis, a new species of Salicacee, from buffer zone of Parque Nacional Yanachaga-Chemillén, Department of Pasco, Perú, is described and illustrated; also discusses his relationships with other species.

Key words: *Hasseltia,* sp. nov. Salicaceae, Peru

Introducción

El género *Hasseltia* tiene actualmente cinco especies conocidas, *H. guatemalensis* Warb., para el sur de México, Guatemala y Nicaragua, *H. lateriflora* Rusby, restringida a la zona de Magdalena y Cundinamarca en Colombia, *H. floribunda* Kunth, con amplia distribución desde Honduras hasta la Amazonía (Sleumer, 1980), *H. allenii* Hammel & Grayum ex M. H. Alford, de la vertiente pacífica de Panamá y Costa Rica (Alford, 2006), y *H. crassa* W. Palacios, conocida solo de las faldas del cerro Golondrinas en la parte occidental de la Provincia del Carchi, en Ecuador, (Palacios, 2012). Con la adición de esta nueva especie, son seis las especies conocidas en este género.

Las especies de *Hasseltia*, se caracterizan por ser arbustos o árboles pequeños, con indumento simple; con estípulas decíduas; hojas simples, alternas, helicoidales, 3—5-nervadas desde la base, con un par de glándulas planas o ligeramente cupuliformes en la base de la lámina, borde entero o glandular-serrado o crenado; inflorescencia axilar o terminal, en umbela paniculada, brácteas y bractéolas pequeñas; flores bisexuales, sépalos 4, pétalos 4, estambres numerosos, ovario súpero, 2-locular, numerosos óvulos; fruto baya.

1. ***Hasseltia yanachagaensis*** Vásquez & A. Monteagudo sp nov (Fig. 1-2)

TIPO: PERÚ. **Dpto. Pasco**, Prov. Oxapampa, Distrito. Huancabamba, Tunqui, zona de amortiguamiento del Parque Nacional Yanachaga Chemillén, Lat. 10º16'03 S, Long. 75º31'43 O, 1760 m, 04-XI-2007, (fl), *A. Monteagudo et al. 15921* (Holótipo, HOXA; Isótipos: USM, HUT, AMAZ, MOL, MO)

Arbore parva, foliis elliptica vel obovati-ellipticis, marginibus crenata, glandulosis, umbellis subsessile, floribus multis stamina, ca. 80.

Árboles hasta 8 m de alto; ramitas teretes, sólidas, diminutamente disperso- a denso-puberulentas. **Hojas** simples, alternas, helicoidales; pecíolo 2—4 cm de largo, robusto, ligeramente engrosado en ambos extremos; láminas elípticas a obovado-elípticas, sub-coriáceas a coriáceas, haz glabro, excepto sobre los nervios principales que son diminutamente puberulentos, envés diminutamente y denso-puberulento, (7-) 14—25 x (4-) 7—12 cm; un par de glándulas en la base de la lámina; borde crenado- a serrado-glandular; ápice cortamente acuminado; base cuneada a obtusa; nervadura basal 3 (-5)-nervada, plana a ligeramente impresa

en el haz y prominente por el envés, los 2 nervios externos conspícuos; nervadura terciaria ampliamente reticulada, conspícua. Inflorescencia terminal, umbeliforme, 9–17 cm de largo y hasta 22 cm de diámetro, subsésil o sobre un pedúnculo corto menor que 2 cm de largo, a veces con brácteas foliáceas, elíptico-obovadas, 3-nervadas, puberulentas, la umbela con 3 a 4 niveles, cada nivel con 3–5 ramificaciones, las basales hasta 8 cm de largo. **Flores** blanco-amarillentas, pedicelo 10–20 mm de largo, 1 mm de diámetro diminutamente hirsuto pubescente, perianto diminutamente pubescente en ambas caras, sépalos 4, ovado-oblongos, 5,0-6,5 x 2 mm, pétalos 4 oblongo-sigmoides, 6,0-8,0 x 2,0-2,5 mm, con varias glándulas buliformes entre los estambres; estambres numerosos 60–80, 4,5–7,5 mm de largo, con los filamentos delgados, laxamente pilosos, excepto el extremo distal, anteras glabras, oblongas a elipsoides 0,2-0,3 x 0,15 mm, glabras con dehiscencia longitudinal; ovario súpero, glabro, ovoide 2,5-3,0 mm de largo, con una constricción en la base, estilo 2,0-2,5 mm de largo, glabro, estigma obtuso. **Bayas**, esferoidales a oblongoides, 14 mm de diám., diminutamente apiculados y con remanentes florales en la base, verdes cuando inmaduros.

Material adicional examinado

PERU. **Dpto**. **Pasco**, Prov. Oxapampa, Distrito. Huancabamba, Tunqui, zona de amortiguamiento del Parque Nacional Yanachaga Chemillén, Lat. 10º16'03 S, Long. 75º31'43 O, 1760 m, 04-XI-2007, *A. Monteagudo et al. 15919* (HOXA, USM, HUT, AMAZ, MOL, MO)

Hasseltia yanachagaensis, está cerca de *Hasseltia crassa,* una especie conocida del cerro Golondrinas en la parte occidental de la Provincia del Carchi, en Ecuador, frontera con Colombia, que es diferenciada por sus ramitas fistulosas, hojas crasas, enteras, glabras, venación profundamente impresa, inflorescencias robustas 6–10 cm de largo y sépalos 4–5 x 1–1,5 mm; mientras que *Hasseltia yanachagaensis,* tiene ramitas sólidas, hojas coriáceas, haz glabro, excepto sobre los nervios principales que son diminutamente puberulentos, envés diminutamente y denso-puberulento, con venación plana a ligeramente impresa, inflorescencias laxas 9–17 cm de largo y hasta 22 cm de diám., y sépalos 5,0–6,5 x 2 mm.

La otra especie registrada para el Perú es *Hasseltia floribunda,* que está restringida a elevaciones bajas de la Amazonía y tiene pétalos 0,3–1,0 (–1,5) mm de ancho, estambres 30–40 y frutos 4–6 (–8) mm de diámetro; mientras *Hasseltia yanachagaensis*, habita en elevaciones medias de los Andes y tiene pétalos 2,0–2,5 mm de ancho, estambres 60–80 y frutos 14 mm de diám.

Distribución y ecología. Esta especie de *Hasseltia* es conocida únicamente, del lado oeste de la cordillera Yanachaga, zona de amortiguamiento del Parque Nacional Yanachaga Chemillén, en áreas disturbadas de bosque montano húmedo, a 1760 m sobre el mar; ha sido colectada con flores y frutos inmaduros en noviembre.

Estado actual: Aunque esta especie está conformada por árboles pequeños, no aptos para la extracción maderera, su permanencia en el tiempo podría estar amenazada por estar el cambio del uso de la tierra en la zona de amortiguamiento Parque Nacional Yanachaga Chemillén.

Etimología: El epíteto específico alude al nombre de la cordillera Yanachaga, que da origen al nombre del Parque Nacional Yanachaga Chemillén.

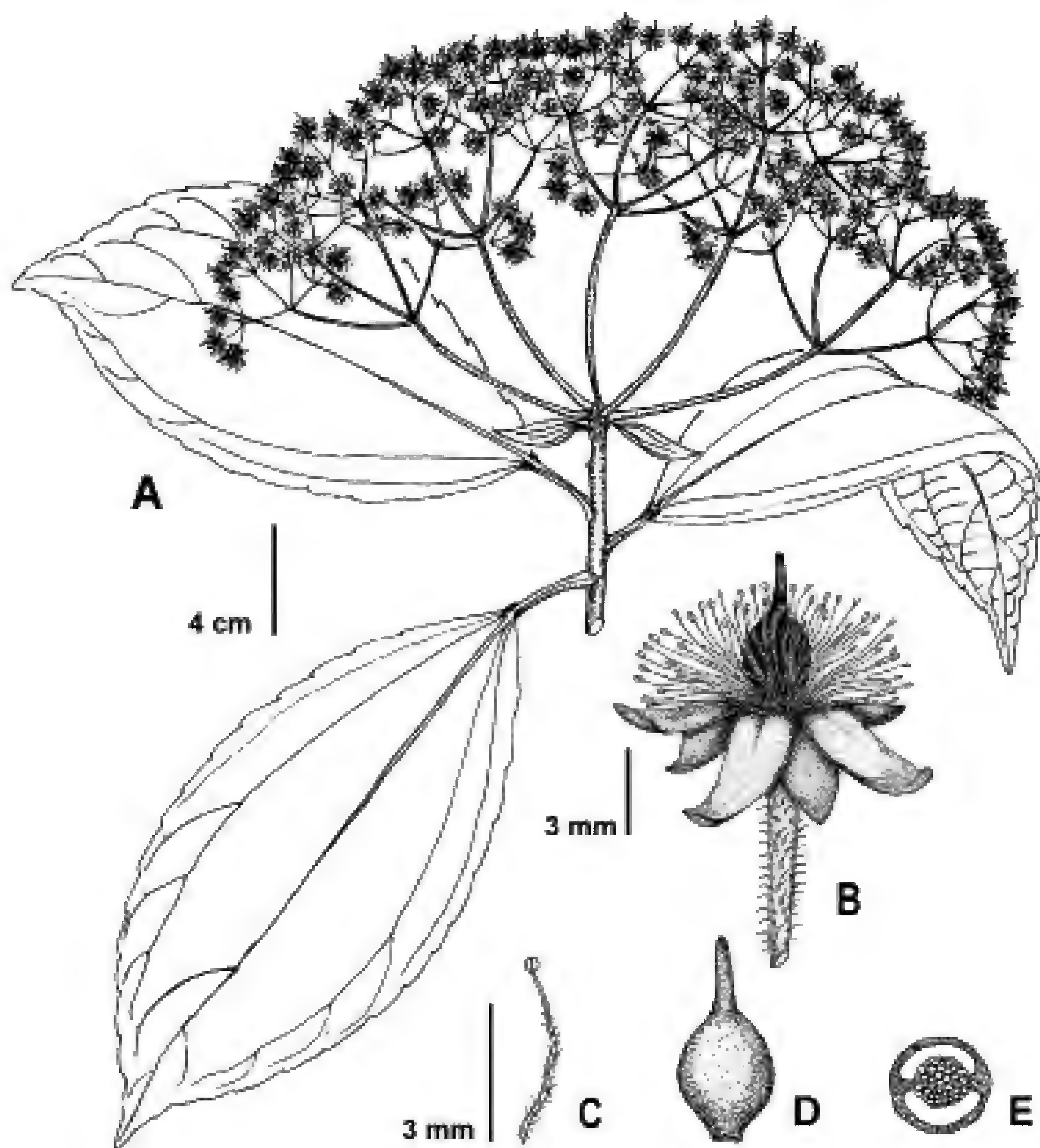


Fig. 1 ***Hasseltia yanachagaensis*** Vásquez & A. Monteagudo. A. Ramita florífera; B. Flor en antesis; C. Estambre; D. Gineceo; E. Corte transversal del ovario (Dibujado de A. Monteagudo *et al*. 15921, HOXA).



Fig. 2 ***Hasseltia yanachagaensis*** Vásquez & A. Monteagudo. A. Ramita florífera; B. Flor en antesis; C. Fruto inmaduro (A. Monteagudo *et al.* 15921, HOXA).

Agradecimientos

Los autores expresan su agradecimiento al Missouri Botanical Garden (MO), al Herbario San Marcos (USM) y al Herbario Selva Central (HOXA), por el acceso a las colecciones; al Servicio Nacional de Áreas Naturales Protegidas por el Estado (SERNANP), por las facilidades brindadas al concedernos las respectivas autorizaciones de investigación en la Selva Central.

Literatura citada

Alford, M.H. 2006. A new species of *Hasseltia* (Salicaceae) from Costa Rica and Panama. Brittonia 58 (3): 277-284.

Palacios, W. 2012. Cuatro especies nuevas de árboles del Ecuador. Caldasia 34 (1):75-85

Sleumer, H. O. 1980. Flacourtiaceae. Flora Neotropica 22. The New York Botanical Garden.

Arnaldoa 20 (2): 259 - 264, 2013 ISSN: 1815-8242

Gochnatia peruviana (Asteraceae: Gochnatieae) una nueva especie del Perú.

Gochnatia peruviana (Asteraceae: Gochnatieae) a new species from Peru



Resumen

Gochnatia peruviana, un pequeño árbol con numerosos capítulos, colectado en el Departamento de Ancash, que aquí se describe como nueva especie, además, se discuten sus relaciones de parentesco.

Palabras clave: *Gochnatia peruviana,* Asteraceae, Gochnatieae, Especie nueva, Perú.

Abstract

Gochnatia peruviana, a small tree with numerous capitula, collected in the Department of Ancash, is described here as a new species. Relationships with closely related species are also discussed.

Key words: *Gochnatia peruviana,* Asteraceae, Gochnatieae, Sp. Nov., Peru.

Introducción

Gochnatia Kunth, (Gochnatieae) en su sentido amplio, es un género diverso con 68 especies, casi todas neotropicales a excepción de *G. decora* (Kurz) Cabrera y *G. spectabilis* (D. Don) Less., que se encuentran en el continente asiático. (Cabrera, 1971).

Estudios filogenéticos recientes (e.g Panero *et al.*, 2008) han demostrado que *Gochnatia* sensu Cabrera (1971), no es un género monofilético y hoy en día su circunscripción está siendo replanteada (Funk *et al.*, en prensa).

El género en su sentido amplio, fue definido por la presencia de apéndice conectival apical de las anteras acuminado y apiculado, además, de capítulos discoideos, flores con corolas profundamente pentalobuladas y ramas del estilo dorsalmente glabras (Cabrera, 1971; Freire *et al.,* 2002).

Para el Perú, el género fue tratado por Ferreyra, (1995) con cuatro especies todas endémicas. Posteriormente (Beltrán & Ferreyra, 2001) adicionaron una especie *Gochnatia lanceolata* la cual fue transferida a *Chucoa* por (Sancho *et al.,* 2005).

Exploraciones botánicas recientes realizadas en el Departamento de Ancash condujeron al hallazgo de un pequeño árbol que se identifica como una especie nueva del Género *Gochnatia* y se describe a continuación:

1. Gochnatia peruviana H. Beltrán. sp. nov. (Fig 1-2).

TIPO: PERÚ. **Dpto. Ancash.** Provincia: Huaylas, Localidad, Quitaracsa. Árbol pequeño 3,5 m de alto, tallo principal hasta 20 cm Dap; capítulos discoideos, flores con corola cremosa a amarilla pálido, ramas estigmáticas amarillas. "Quishuarillo" 90983, 9031082. 2948 m. 5-V-2012. *Hamilton Beltrán 7508* (Holótipo: USM; Isótipos: HUT, HAO HUSA, CUZ, LP, MO, F).

Gochnatia peruviana a small tree upma to 3,5 m high, with rough and cracked bark; leaves lanceolate to oblong-lanceolate up to 9,5 cm long, densely tomentose on the abaxial surface with numerous capitula, similar G. vernonioides a shrub with small leaves and few capitula.

Arbusto a pequeño árbol de hasta 3,5 m de alto. **Tallo** principal hasta 20 cm de diámetro con corteza áspera y agrietada; tallos con pocas ramas secundarias, largas y delgadas hacia el ápice, ramificadas y hojosas, ramas apicales brevemente angulosas cubiertas de tomento adpreso. **Hojas** simples, alternas y pecioladas; peciolos acanalados de 1-1,5 cm de longitud, densamente tomentoso; lámina coriácea, lanceolada a oblongo-lanceolada, de 1-3 X

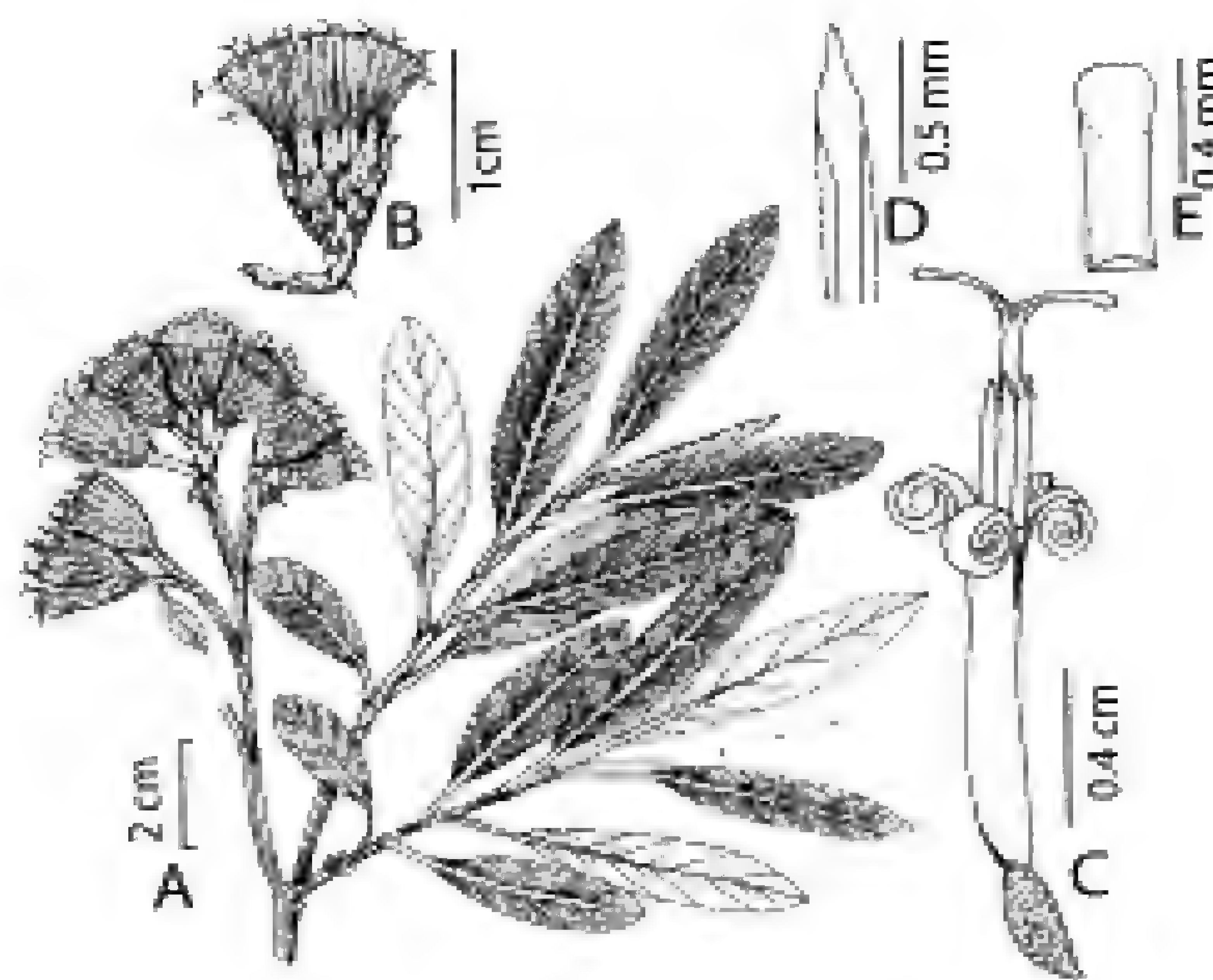


Fig. 1. ***Gohnatia peruviana*** H. Beltrán. A. Rama florífera, B. Capítulo, C. Flor, D. Apéndice apical de antera, E. ápice del Estigma. (Dibujado: *Hamilton Beltrán 7508*, USM)



Fig. 2. ***Gohnatia peruviana*** H. Beltrán. A. Rama florífera. (Foto: *Hamilton Beltrán 7508*, USM)

6,5-9,5 cm, coriácea, base atenuada a obtusa, margen entero, ápice agudo a cortamente acuminado, haz verde brillante con nervadura principal hundida tomentoso hacia la base, envés cubierto por un denso tomento y nervaduras pronunciadas de 10 a 13 pares secundarias ligeramente reticuladas hacia el margen. **Capítulos** numerosos, axilares, discoideos, con 40-46 flores, cortamente pedunculados, pedúnculos tomentosos de 5-7 mm longitud, involucro campanulado a urceolado, 1-1-5 cm de altura por 0,9-1,1 cm de diámetro, filarias dispuestas en 6-7 series, gradualmente más grandes hacia el centro con ápice agudos y algo purpúreos en el dorso y con pelos, márgenes enteros casi membranáceos, filarias internas lineal a lineal-lanceoladas 12 X 1 mm, filarias externas ovado-triangular 1,5 X 1,4 mm. Receptáculo sin páleas. **Flores** hermafroditas, corola cremosa a amarillo pálido, campanulada. 1,6 cm longitud, profundamente pentalobulada, lóbulos de 4,5 mm longitud, enrollado. Estambres insertos en la garganta de la corola con filamentos cortos, anteras de 5 mm longitud con apéndice apical apiculado y colas largas con pelos en la parte terminal. Ramas del estilo 2 mm longitud, amarillos con ápice obtuso y el dorso glabro. Ovarios cilíndricos a levemente anguloso, 5 mm longitud, cubierto de pequeños pelos glandulosos; pappus biseriado conformado por cerdas escábridas, las internas más largas de 9 mm longitud apicalmente ensanchada y plumosa, las externas más pequeñas 5 mm longitud y simples. **Aquenios** inmaduros cubiertas de pelos adpresos.

Gochnatia peruviana se caracteriza por ser un pequeño árbol con hojas grandes y numerosos capítulos, combinación no encontrada entre las especies peruanas, la especie más relacionada podría ser *G. vernonioides* Kunth un arbusto con pocos capítulos y hojas pequeñas, ambas especies poseen el envés densamente tomentoso y distribuidas en el norte del Perú.

Gochnatia peruviana ha sido encontrada en un relicto de bosque de las vertientes occidentales entre los 2500–3000 m, una zona transicional entre el matorral y la puna; entre los elementos notorios se encuentran; *Oreopanax oroyanus* Harms, *Vallea stipularis* L. f, *Aristiguetia discolor* (D.C) R.M. King & H. Rob, *Pineda incana* Ruíz & Pav., *Hesperomeles cuneata* Lindl, *Llerasia rufescens* (S. F. Blake), *Sebastiana obtusifolia* (H. B. K.) Pax & K. Hoffm, en épocas de lluvia abunda las hierbas, *Aegopogon cenchroides* Humb. & Bonpl. ex Willd., *Muhlenbergia peruviana* (P. Beauv.), *Jarava ichu* Ruíz & Pav., *Jungia stuebelii* (Hieron) Crisci *y Pseudonoseris glandulosa* (Hieron) Pruski.

Los habitantes de las localidades aledañas lo conocen como "Quishuarillo" un diminutivo de "Quishuar" que corresponde a *Budlleja incana*, ambas especies son parecidas por su fisonomía; antiguamente usaban el tallo del "Quishuarillo" para construir sus instrumentos para labrar la tierra debido a su resistencia y dureza.

La nueva especie *Gochnatia peruviana* se diferencia de las restantes especies peruanas por medio de la siguiente clave:

1. Pequeños árboles, hojas lanceoladas a oblongo lanceoladas, hasta 9,5 cm longitud..... ....***G. peruviana***

1. Arbustos, hojas oblongas a obovadas hasta 4 cm de longitud...**2**

2. Involucro cilíndrico, flores de 9-12 por capítulo...***G. arequipensis***

2.. Involucro acampanado, flores de 30-40 por capítulo...**3**

3. Margen de la hoja dentada...***G. vargasii***

3. Margen de la hoja nunca dentada...**4**

4. Hojas de 25-60 mm de longitud; involucro de 8-12 mm alto..........................***G. vernonioides***

4. Hojas de 10-25 mm de longitud, involucro de 10-14 mm de alto......................***G. patazina***

Agradecimientos

A la Jefatura y personal del Herbario San Marcos (USM) y a la Dra. Gisela Sancho por la revisión del manuscrito.

Literatura citada

Beltrán, H. & R. Ferreyra. 2001. Una nueva especie de Asteraceae para Perú y Bolivia: *Gochnatia lanceolata.* Compositae Newsletter. 36: 26.

Cabrera, A. L. 1971. Revisión del género *Gochnatia* (Compositae). Rev. Museo La Plata, Bot. 12; 1-160.

Ferreyra, R. 1995. Family Asteraceae: Part VI (Tribe Mutisieae). *In:* Macbride, J. F. & Collaborators. Flora of Peru. Fieldiana, Bot. n.s., 35; v + 1-101.

Freire, S. E.; L. Katinas & G. Sancho. 2002. *Gochnatia* (Asteraceae, Mutisieae) and the *Gochnatia complex*: taxonomic implications from morphology. Ann. Missouri Bot. Gard. 89: 524-550.

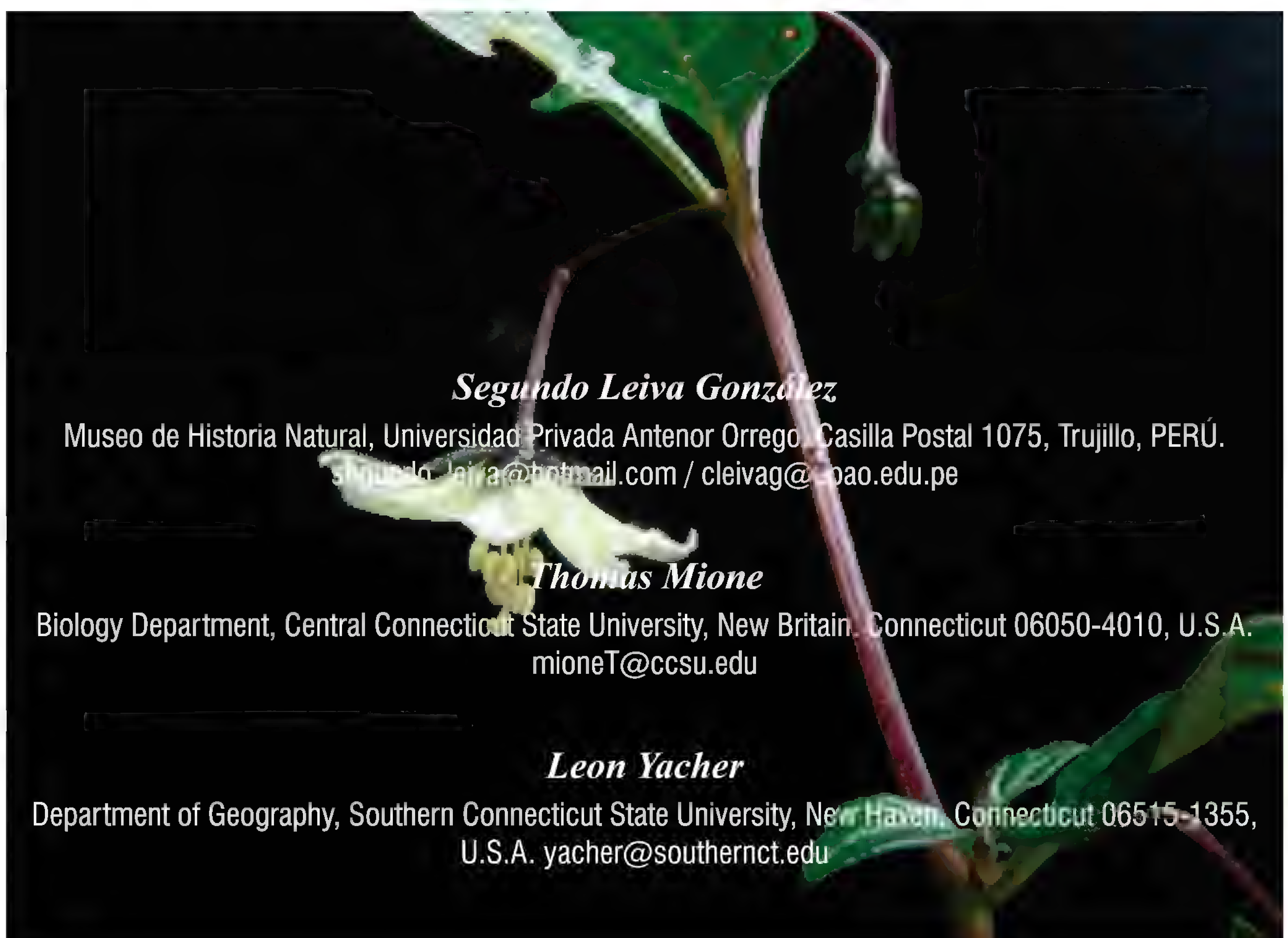
Panero, J. L. & V. Funk. 2008. The value of sampling anomalous taxa in phylogenetic studies major clade of the asteraceae revealed. Molecular Phylogenetics and Evolution 47: 757-782.

Sancho, G.; S. E. Freire; L. Katinas & M. C. Tellería. 2005. A new combination and a new species of Andean Mutisieae (Asteraceae). Taxon 54: 85–90.

Arnaldoa 20 (2): 265 - 280, 2013 ISSN: 1815-8242

Jaltomata huancabambae y *Jaltomata incahuasina* (Solanaceae) dos nuevas especies del Norte del Perú

Jaltomata huancabambae and *Jaltomata incahuasina* (Solanaceae) Two new species of from Northern Peru



Segundo Leiva González
Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
segundo_leiva@hotmail.com / cleivag@upao.edu.pe

Thomas Mione
Biology Department, Central Connecticut State University, New Britain, Connecticut 06050-4010, U.S.A.
mioneT@ccsu.edu

Leon Yacher
Department of Geography, Southern Connecticut State University, New Haven, Connecticut 06515-1355, U.S.A. yacher@southernct.edu

Resumen

Se describen e ilustran en detalle *Jaltomata huancabambae* S. Leiva & Mione y *Jaltomata incahuasina* Mione & S. Leiva (Solanaceae) dos nuevas especies del Norte del Perú. *Jaltomata huancabambae* es propia del lugar denominado Casa Blanca (Cuello del Indio) Distrito Huarmaca, Prov. Huancabamba, Dpto. Piura, Perú, alrededor de los 3158 m de elevación, presenta 2 (-3) flores por nudo, corola cortamente tubular con el limbo ampliamente rotada, blanco-cremosa con un anillo azulado y 10 manchas verdes interiormente, ciliada rodeada por pelos simples transparentes interiormente, área libre de los filamentos estaminales rodeados por pelos simples morados que ocupan el 40-50 % del área basal, con 96-105 semillas por baya, arbustos 1-1,30 m de alto y *Jaltomata incahuasina* Mione & S. Leiva que habita en los alrededores de Salalá (Salalá-Las Guaringas) y Ulpamache (cerca del Cuello del Indio) Prov. Huancabamba, Dpto. Piura, y en los alrededores del pueblo de Incahuasi, Distrito Incahuasi, Prov. Ferreñafe, Dpto. Lambayeque, Perú, entre los 2559-3550 m de elevación tiene el cáliz campanulado morado-intenso el área basal disminuyendo hacia el área distal externamente, rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados y glandulares transparentes externamente, corola tubular urceolada en el área basal, ampliándose ligeramente hacia el área distal con una constricción en el ¼ distal, verdo-amarillento externa e interiormente, rodeada por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, (15-) 18-20 mm de diámetro en la antésis, 10-lobulada, estambres connivente, exertos, heterodínamos, anteras sin mucrón apical incipiente, 181-190 semillas por baya, arbustos 0,80-1,20 m de alto. Adicionalmente a las descripciones se presentan las ilustraciones correspondientes, se discuten sus relaciones con otras especies afines e incluyen datos sobre etnobotánica, distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual y usos.

Palabras clave: *Jaltomata*, especies nuevas, Solanaceae, Perú.

Abstract

Two new species of Northern Peru, *Jaltomata huancabambae* S. Leiva & Mione and, *Jaltomata incahuasina* Mione & S. Leiva are described and illustrated in detail. *Jaltomata huancabambae* inhabits White House (Indian Neck; Huarmaca, Huancabamba Prov., Piura Department, Peru District, 3158 m elevation). It has 2 (-3) flowers per node, creamy-white and shortly tubular corolla with a widely rotated limbo, including a blue inner ring and 10 green spots, covered with transparent simple trichomes, free area of staminal filaments surrounded by purple simple trichomes occupying 40-50% of the basal area, berry containing 96-105 seeds, shrubs 1-1.30 m. *Jaltomata incahuasina* Mione & S. Leiva inhabits around Salala (Salala - the Guaringas), Ulpamache (near Indian Neck, Huancabamba Prov., Piura Department), and Incahuasi village (Incahuasi District, Ferreñafe Prov., Lambayeque Dept., Peru, 2559-3550 m elevation). It has deep purple to dull purple campanulate calyx, externally covered with numerous transparent branched and glandular trichomes externally, tubular urceolate corolla, slightly widening towards the distal area with a constriction at the distal quarter, yellowish green outside and inside, with many transparent branched trichomes externally, (15 -) 18-20 mm diameter in anthesis, 10-lobed , stamens connivents and exserted, unequal, anthers non-mucronate , berry containing 181-190 seeds, shrubs 0.80-1.20 m. Illustrations, and ethnobotanical uses, geographical distribution and ecology data are presented. Differences with related species are discussed.

Key words: *Jaltomata*, sp. nov. Solanaceae, Peru.

Introducción

El género *Jaltomata* fue descrito por Schlechtendal en 1838, posteriormente algunas especies fueron tratadas como *Hebecladus* creado por Miers en 1845. Hunziker (1979) y Nee (1986), reconocen que ambos géneros deben ser tratados como uno solo, es decir como *Jaltomata*,

trabajos contemporáneos de Davis (1980) y D'Arcy (1986; 1991), sostienen que ambos géneros deben mantenerse independientes; adoptando ese criterio, Mione (1992) unificó *Hebecladus* y *Jaltomata* con el epíteto genérico de *Jaltomata*, siendo ratificado por Mione, Olmstead, Jansen & Anderson en 1994.

Jaltomata (incluyendo *Hebecladus*) de la Familia Solanaceae, Subfamilia Solanoideae, Tribu Solaneae, (Hunziker, 2001), y ratificado recientemente en la filogenia molecular de la familia propuesta por Olmstead *et al.* (2008), quienes sostienen, que *Jaltomata* comparte la filogenia en un clado solamente con el género *Solanum*. Está representado por unas 65 especies herbáceas o subarbustos plenamente determinadas y publicadas, casi todas con bayas comestibles (Leiva, Mione & Quipuscoa, 1998; Leiva, *et al.*, 2007; 2008; 2010 a y b; Mione, *et al.*, 1997; 2000; 2004; 2007; 2011; 1013). Se distribuyen desde el suroeste de los Estados Unidos hasta Bolivia y el Norte de Argentina y en las Antillas (Cuba, Jamaica, Haití, República Dominicana, Puerto Rico), con una especie en las islas Galápagos (Mione, Anderson & Nee, 1993; Mione, Olmstead, Jansen & Anderson, 1994; Mione & Coe, 1996; Mione & Leiva, 1997; Mione, Leiva & Yacher 2000; 2004; 2007; 2011; 1013). Considerándose, que el género tiene dos centros de diversidad: México con unas 10 especies y oeste de Sudamérica con unos 54 taxones. En el Perú, crecen aproximadamente 46 especies, desde la costa desértica hasta los 4000 m de elevación y, es la zona norte la que presenta mayor diversidad con cerca de 35 especies, y todas con frutos comestibles.

Jaltomata se caracteriza por: 1) pedicelos basalmente articulados, 2) filamentos estaminales insertos en la superficie ventral de las anteras, 3) ovario con disco nectarífero basal. 4) corola con 5 ó 10 lóbulos de prefloración valvar y 5) fruto con cáliz acrescente y mesocarpo jugoso, entre otros caracteres; asimismo, las bayas maduras son consumidas como frutas por los pobladores rurales, las cuales son agradables y exquisitas.

Además, de los recientes trabajos taxonómicos acerca de este género en el Perú (Knapp, Mione & Sagástegui; 1991; Mione & Coe, 1996; Mione & Leiva, 1997; Leiva, 2006); Leiva, Mione & Quipuscoa, 1998; Leiva & Mione, 1999; Leiva, Mione & Yacher, 2007; 2008; 2010 a y b; Mione, Leiva & Yacher, 2000; 2004; 2007; 2000; 2004; 2007; 2011; 1013; y, ante nuevos viajes de campo efectuados en estos últimos años, se han encontrado poblaciones de dos especies de *Jaltomata*, que nos llamó la atención por sus particularidades referidas a sus tallos, forma de sus flores, bayas rodeadas por el cáliz acrescente, indumento de sus órganos vegetativos y órganos florales, entre otros. Estas diferencias morfológicas que las distinguen del resto de las especies descritas hasta ahora, motivan sus descripciones como nuevas, y como consecuencia. dar a conocer estas nuevas entidades es el principal aporte y objetivo de este trabajo.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las colecciones efectuadas desde el año 2005 hasta la actualidad por S. Leiva (HAO), T. Mione & L. Yacher (CCSU), M. O. Dillon (F), V. Quipuscoa (HUSA), entre otros, en las diversas expediciones en el Norte del Perú, especialmente al Dpto. Piura, Prov. Huancabamba, Distrito Huarmaca, lugar denominado Casa Blanca (Cuello del Indio), alrededor de los 3158 m de elevación, y a los Dptos. Lambayeque, Prov, Ferreñafe, Distrito Incahuasi, alrededores del pueblo Incahuasi a los 3058 m de elevación, asímismo, en el Dpto. Piura, Prov. Huancabamba, arriba de Salalá

(ruta Salalá-Las Guaringas), a los 3058 m de elevación y en los alrededores del poblado de Ulpamache, aproximadamente a los 2559 m de elevación, a fin de efectuar colecciones botánicas extensivas para realizar la monografía: *"Revisión sistemática del género Jaltomata Schlechtendal (Solanaceae) en el Perú"*. Las colecciones se encuentran registradas principalmente en los herbarios CCSU, CORD, F, HAO, HUT, MO. Paralelo a las colecciones de herbario, se fijó y conservó material en alcohol etílico al 30% o AFA, para realizar estudios en detalle de los órganos vegetativos y reproductivos y para la elaboración de las ilustraciones respectivas. Las descripciones están basadas en caracteres exomorfológicos, que se tomaron *in situ*; se presentan también, fotografías, datos de su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual, nombres vulgares y usos de cada especie.

Los acrónimos de los herbarios son citados según Theirs (2013).

1. Jaltomata huancabambae S. Leiva & Mione sp. nov. (Fig. 1-2).

TIPO: PERÚ. **Dpto. Piura**, Prov. Huancabamba, Distrito Huarmaca, alrededores del lugar denominado Casa Blanca (Cuello del Indio), entre Canchaque y Huancabamba, 5º 20′ 50″ S y 79º 32′ 25″ W 3158 m, 22-III-2011, *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher* 5103 (Holótipo: HAO, Isótipos: CCSU; CORD; F; HAO; HUT; MO).

Diagnosis

Mostly similar to *Jaltomata oppositifolia* S. Leiva & Mione (see Mione, Leiva & Yacher, 2007) but has a creamy white corolla with a blue inner ring and 10 green inner stains, with simple and transparent inner cilliums, staminal filaments surrounded by purple simple ciliums which occupy 40-50% of the basal area, fruit calyx 17-18 mm diameter.

Arbusto perenne 1-1,30 m de alto; ampliamente ramificado. **Tallos** viejos rollizos, marrón-claro, compactos, rodeados por abundantes lenticelas blanco-cremosas, glabros, con agrietamientos longitudinales, 30-35 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes 4-5 angulosos, morado-intenso la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, compactos, sin lenticelas, glabros, lustrosos. **Hojas** geminadas; pecíolo semirrollizo, verde-amarillento, verde-oscuro en los bordes, glabrescente rodeado por algunos pelos simples transparentes en la superficie adaxial, 1,7-1,8 cm de longitud; láminas lanceoladas, coriáceas, rígidas, verde-oscuro y lustrosas la superficie adaxial, verde-claro y opacas la superficie abaxial, glabras en ambas superficies, agudas en el ápice, largamente cuneadas en la base, enteras a veces gruesamente dentadas (1-2 dientes por margen) en el borde, 5,4-6,1 cm de largo por 2,2-2,4 cm de ancho. **Flores** 2 (-3) por nudo; pedúnculo filiforme a veces 5 anguloso el área distal, morado-intenso la superficie adaxial, verdo-amarillento la superficie abaxial, glabro, ligeramente inclinado, 13-17 mm de longitud; pedicelos 5 angulosos el área distal disminuyendo hacia el área basal, morado-intenso, lustroso-brillantes, glabros, péndulos, (14-) 17-18 mm de longitud. Cáliz campanulado, morado-intenso el área basal, verdoso el área distal externamente, verdoso interiormente, glabro externa e interiormente, suculento, sobresalientes las nervaduras principales, limbo 12-13 mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, verde-oscuro, morado las nervaduras principales externamente, verdoso interiormente, glabro en ambas superficies, ciliados en los bordes, suculentos, erectos, sobresalientes las nervaduras principales, 3-3,2 mm de largo por 3-3,2 mm de ancho; tubo 2-2,1

mm de largo por 6-6,2 mm de diámetro. Corola ampliamente campanulada-rotada, cremosa externamente, cremosa con un anillo azulado y 10 manchas verdes una a cada lado de las nervaduras principales en el área basal interiormente, glabra externamente, ciliada rodeada por pelos simples transparentes interiormente, suculenta, sobresalientes las nervaduras principales, limbo 20-23 mm de diámetro en la antésis; 10-lobulado, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, lóbulos triangulares, cremoso-verdosos externa e interiormente, glabrescentes rodeados por algunos pelos simples transparentes externamente, ciliados rodeados por pelos simples transparentes interiormente, ciliados en los bordes, suculentos, sobresalientes las nervaduras principales, 5-7 (-10) mm de largo por 5-7 (-8) mm de ancho; tubo 7-8 mm de largo por 15-16 mm de diámetro. Estambres 5, conniventes, exertos, insertos a 0,2-0,3 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales heterodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, cremoso el 95-97% del área distal disminuyendo hacia el área basal, donde el 3-5% es morado, ciliado rodeados por pelos simples morados que ocupan el 40-50% del área basal, 5,5-6 (-8) mm de longitud; área soldada verdosa el 40-50% del área basal, morado-intenso el 50% del área distal, piloso rodeado por pelos simples morados el área distal; anteras, oblongas, cremosas, blanco las suturas, sin mucrón apical, glabras, 2,6-2,7 mm de largo por 2-2,2 mm de diámetro. Ovario ovado, verde-oscuro, disco nectarífero cremoso notorio que ocupa el 30-40% de su longitud basal, 5-anguloso, 2,6-2,7 mm de largo por 2,6-2,7 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, cremoso, glabro, 6-6,3 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde-oscuro, (1-) 1,4-1,5 mm de diámetro. **Baya** péndula, globosa achatada por los polos, anaranjado a la madurez, sin estilo persistente, 7-7,2 mm de largo por 10-10,2 mm de diámetro; cáliz fruticoso persistente, reflexo, cubre a la baya minimamente el área basal, verde, 17-18 mm de diámetro. **Semillas** 96-105 por ovario, reniformes, compresas, amarillentas, glabras, epispermo reticulado-foveolado, 1,7-1,8 mm de largo por 1,5-1,6 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ. **Dpto. Piura**, Prov. Huancabamba, Distrito Huarmaca, alrededores del lugar denominado Casa Blanca (Cuello del Indio) ruta Canchaque-Huancabamba, 5º 20′ 50″ S y 79º 32′ 25″ W, 3158 m, 22-III-2011, *T. Mione, S. Leiva & L, Yacher 810* (CCSU, HAO, MO).

Jaltomata huancabambae S. Leiva & Mione es afín a su especie hermana *Jaltomata oppositifolia* S. Leiva & Mione (ver Mione, Leiva & Yacher, 2007), propia del bosque El Pargo (ruta Llama-Huambos) y a 1 km del Poblado Paraguay (km 45 Huambos-La Granja), Distrito Huambos, Prov. Chota, Dpto. Cajamarca, Perú, entre 2250-3090 m de elevación, por las 2 (-3) flores por nudo, cáliz glabro externamente, corola cortamente tubular con el limbo ampliamente rotada, blanco-cremosa con 10 manchas verdes una a cada lado de las nervaduras principales en el área basal interiormente, 10-lobulada, estambres exertos, filamentos estaminales ciliados rodeados por pelos simples y algunos ramificados o dendroides que ocupan el 40-90% del área basal, anteras oblongas sin mucrón apical, ovario ovado con disco nectarífero notorio que ocupa el 30-50% del área basal del ovario, estilo

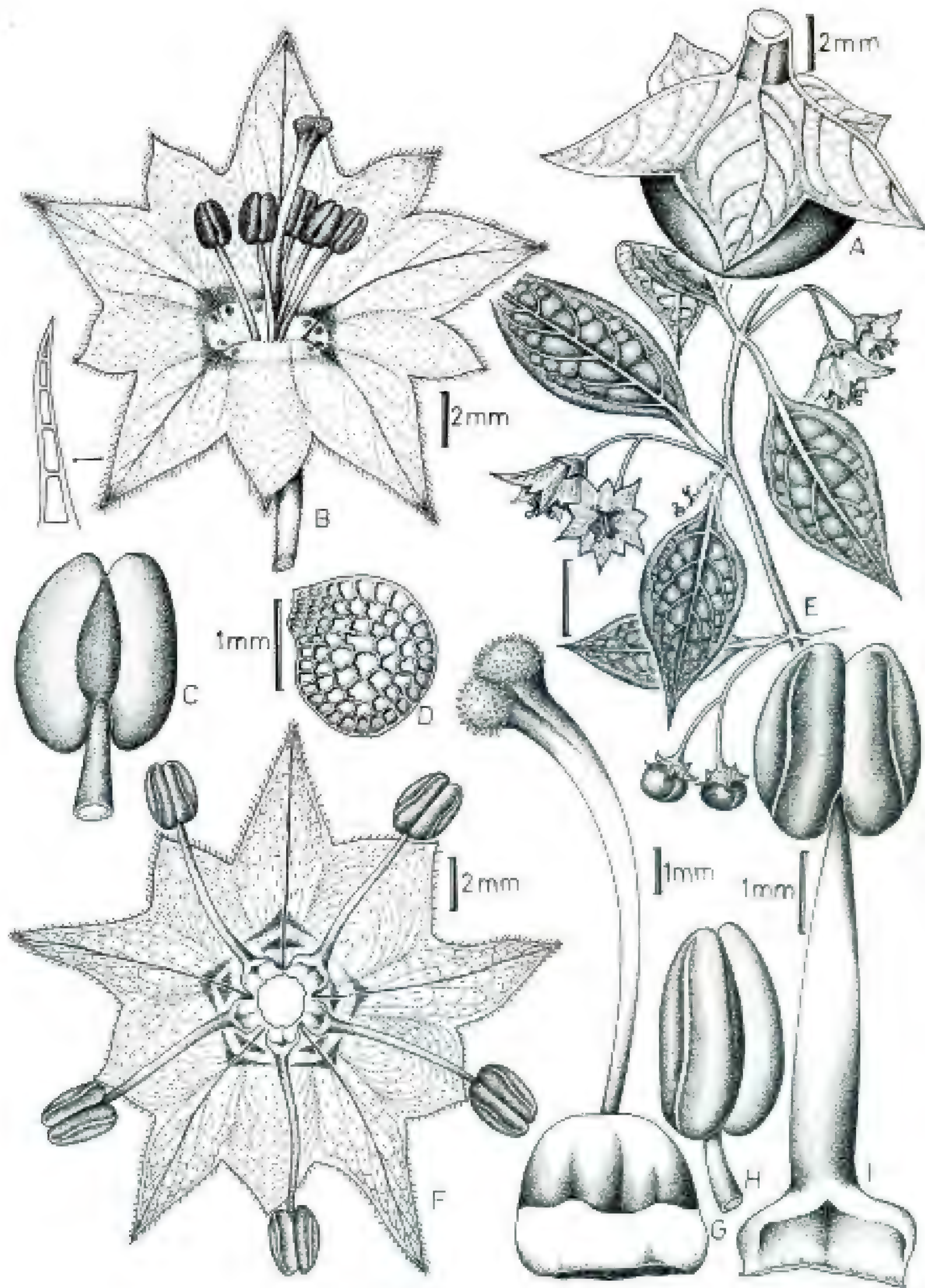


Fig.1. ***Jaltomata Huancabambae*** S. Leiva & Mione. A. Fruto; B. Flor en antésis;C. Antera en vista dorsal; D. Semilla; E. Rama florífera; F. Corola desplegada; G. Gineceo; H. Antera en vista lateral; I. Estambre en vista ventral (Dibujado S.Leiva, T. Mione & L. Yacher 5103, HAO)

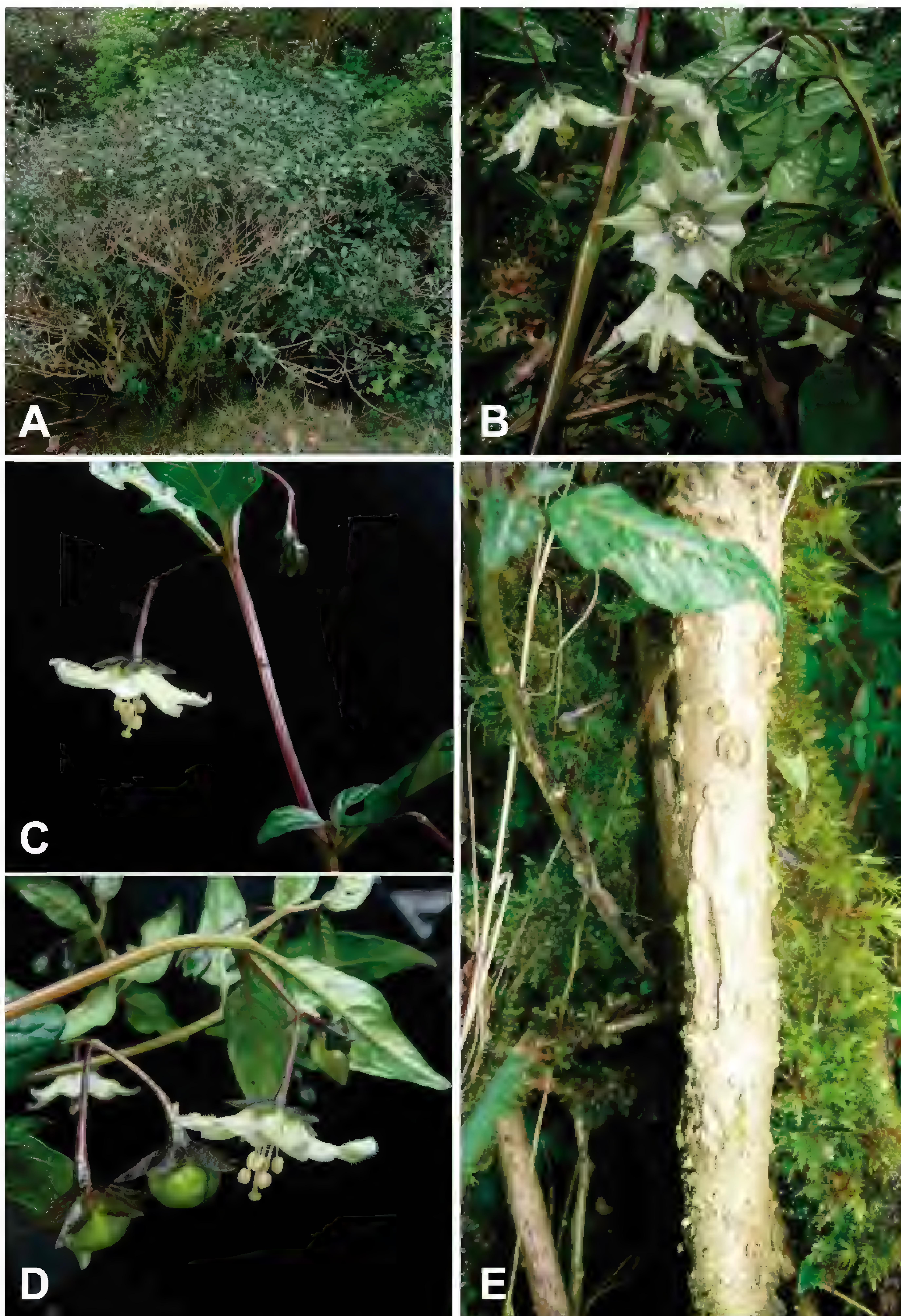


Fig. 2. ***Jaltomata Huancabambae*** S. Leiva & Mione. A. Hábito; B. Rama florífera;C. Flor en vista lateral y tallo joven; D. Frutos inmaduros; E. Tallo (Fotos: S.Leiva, T. Mione & L. Yacher 5103, HAO)

exerto, blanco-cremoso, baya anaranjada a la madurez, cáliz fruticos reflexo, tallos viejos rodeados por lenticelas cremosas, tallos jóvenes 4-5 angulosos, morado-intenso la superficie adaxial verde la superficie abaxial, lustrosos, hojas opuestas y geminadas por nudo, láminas lustrosa-brillantes la superficie adaxial; pero, *Jaltomata huancabambae* se caracteriza por presentar corola con un anillo azulado interiormente, glabra externamente, ciliada rodeada por pelos simples transparentes interiormente, área libre de los filamentos estaminales ciliados rodeados por pelos simples morados que ocupan el 40-50% del área basal, cáliz fruticoso 17-18 mm de diámetro, arbustos 1-1,30 m de alto, hojas con láminas lanceoladas, glabras en ambas superficies, 5,4-6,5 cm de largo por 2,2-2,4 cm de ancho. En cambio, *Jaltomata oppositifolia* posee corola blanca sin anillo azulado interiormente, ciliada rodeada por pelos glandulares transparentes externamente, glabra interiormente, área libre de los filamentos estaminales ciliados rodeados por pelos simples transparentes y algunos pelos dendroides que ocupan el 80-90% del área basal, cáliz fruticoso (7-) 10-12 mm de diámetro, hierbas a veces pequeños sufrútices de 60-70 cm de alto, hojas con láminas elípticas, glabrescentes rodeadas por algunos pelos simples transparentes la superficie adaxial, 3-3,5 cm de largo por 1,3-1,5 cm de ancho.

Distribución y ecología: Especie con distribución limitada y aparentemente endémica a la zona de recolección en donde es abundante. A pesar de haberse efectuado colecciones aledañas, solamente a sido encontrada en los alrededores del lugar denominado Casa Blanca (Cuello del Indio), ruta Canchaque-Huancabamba, Distrito Huarmaca, Prov. Huancabamba, Dpto. Piura, Perú. a los 5º 20′ 50″ S y 79º 32′ 25″ W, 3158 m de elevación, como un integrante de la vegetación arbustiva de los bosque relictos, prefiere suelos húmedos, profundos, arcillosos, a veces pedregosos, con abundante humus, y vive asociada con plantas de los géneros: *Polylepis* Ruiz & Pav., *Rubus* L.(Rosaceae); *Baccharis* L., *Verbesina* L. (Asteraceae); *Brachyotum* (DC.) Triana (Melastomataceae); *Phytolacca* L. (Phytolaccaceae), entre otros.

Fenología: Es una especie perenne, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: Según los criterios de IUCN (IUCN 2012) es una especie fuera de peligro o de preocupación menor (LC) debido a su gran abundancia en la zona de distribución y a presentarse en un hábitat no fragmentado ni influenciado por actividades humanas. Sin embargo, estudios mayores son necesarios para esclarecer su área total de distribución, abundancia y variaciones poblacionales.

Nombre vulgar: "cute cute" (En boleta, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5103, HAO)

Etimología: El epíteto específico hace alusión a la Prov. Huancabamba, Dpto. Piura, Perú, una hermoza y próspera Provincia, y que entre sus cerros, valles y riachuelos guarda una diversidad biológica y cultural la cual requiere de más estudios.

Usos: Las bayas maduras anaranjadas, son consumidas por los pobladores, especialmente los niños pastores, como frutas frescas, por ser agradables y exquisitas.

2. *Jaltomata incahuasina* Mione & S. Leiva sp. nov. (Fig. 3-4).

TIPO: PERÚ, **Dpto. Lambayeque**, Prov.

Ferreñafe, Distrito Incahuasi, Alrededores del pueblo de Incahuasi, 6º 13′ 53″ S y 78º 18′ 2543,5″ W, 3058 m, 23-III-2011, *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5108* (Holótipo: HAO; Isótipos: CCSU, CORD, F, HAO, HUT, MO).

Diagnosis

Mostly is similar to its sister species *Jaltomata viridiflora* (Humb., Bonpl. & Kunth) M. Nee & Mione (see Mione, Anderson & Nee, 1993) but it differentiates in (1-) 2 (-3) flowers by node, intense vinous calyx surrounded externally by ramified and glandular transparent ciliums, limb (15-) 20-22 mm diameter at anthesis, corolla with limb (15-) 18-20 mm diameter at anthesis, style 20-22 mm long.

Arbusto perenne 0,80-1,20 m de alto, ampliamente ramificado. **Tallos** viejos rollizos, marrón-claro, fistulosos, rodeados por una cobertura de lenticelas cremosas, glabros, con agrietamientos longitudinales, (8-) 10-12 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes ligeramente angulosos, morado-intenso la superficie adaxial, verde-claro la superficie abaxial, a veces completamente verdes, fistulosos, sin lenticelas, rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes. **Hojas** alternas las basales, geminadas las distales; pecíolo semirrollizo, amarillento, verde-oscuro en los bordes, rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes y algunos pelos glandulares, (1-) 1,5-1,8 mm de longitud; lámina triangular a veces ligeramente cordiforme u ovada, membranácea a veces ligeramente suculenta, verde-oscuro y abollada la superficie adaxial, verde-claro, retífera y opaca la superficie abaxial, glabrescente rodeada por una densa cobertura de pelos ramificados y algunos pelos glandulares transparentes en ambas superficies, acuminado en el ápice, truncada a veces ligeramente redondeada en la base, entera en el borde, 7-9,2 cm de largo por 6,1-7,1 cm de ancho. **Flores** (1-) 2 (-3) por nudo; pedúnculo, rollizo, lilacino la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados y pelos glandulares transparentes, ligeramente curvado, 13-15 (-23) mm de longitud; pedicelos rollizos ampliándose ligeramente hacia el área distal, a veces ligeramente 5-anguloso el área distal, lilacino la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, a veces morado-intenso disminuyendo hacia el área basal, rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes, péndulos, 8-10 mm de longitud. Cáliz campanulado, morado-intenso el área basal disminuyendo hacia el área distal externamente, verdoso interiormente, rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados y algunos pelos glandulares transparentes externamente, ciliado rodeado por pelos glandulares transparentes cortos interiormente, coriáceo o suculento, sobresalientes las nervaduras principales, limbo (15-) 20-22 mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, morado-intenso externamente, verdoso interiormente, rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados y pelos glandulares transparentes externamente, ciliado rodeado por pelos glandulares transparentes interiormente, suculentos, rígidos o erectos, sobresalientes las nervaduras principales, (5-) 6-7 mm de largo por (5-) 9-10 mm de ancho; tubo (4-) 6-6,2 mm de largo por 11-13 mm de diámetro. Corola tubular, urceolada o ventricosa el área basal ampliándose ligeramente el área distal con una constricción en el ¼ distal, verdo-amarillento al nivel de los lóbulos mayores, verdoso-amarillento al nivel de los lóbulos menores externa e interiormente, rodeada por una densa cobertura de

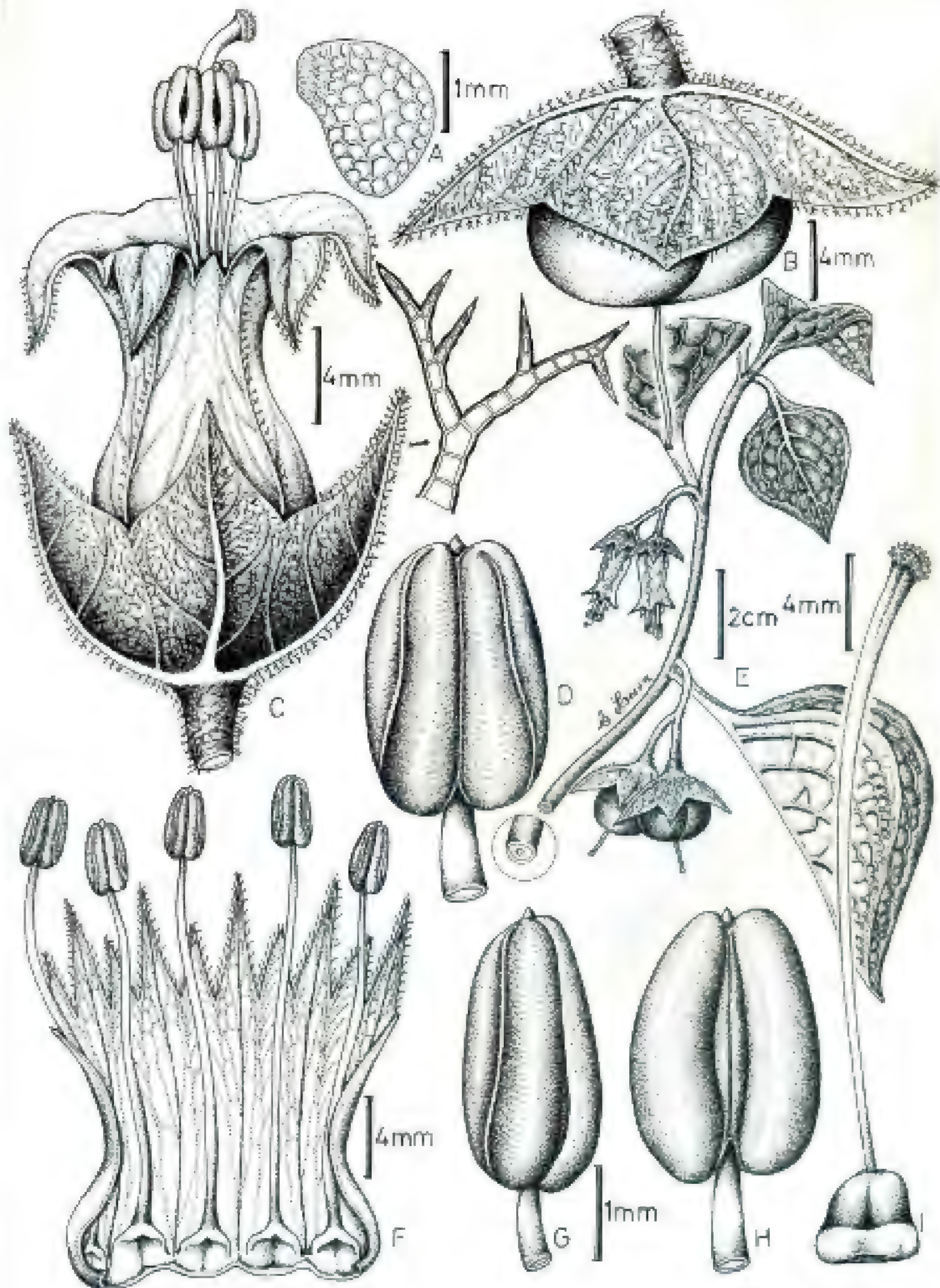


Fig.3. ***Jaltomata incahuasina*** Mione & S.Leiva. A. Semilla; B. Fruto; C. Flor en antésis; D. Antera en vista ventral; E. Rama florífera; F. Corola desplegada; G. Antera en vista lateral; H. Antera en vista dorsal; I. Gineceo (Dibujado S.Leiva, T. Mione & L. Yacher 5108, HAO)

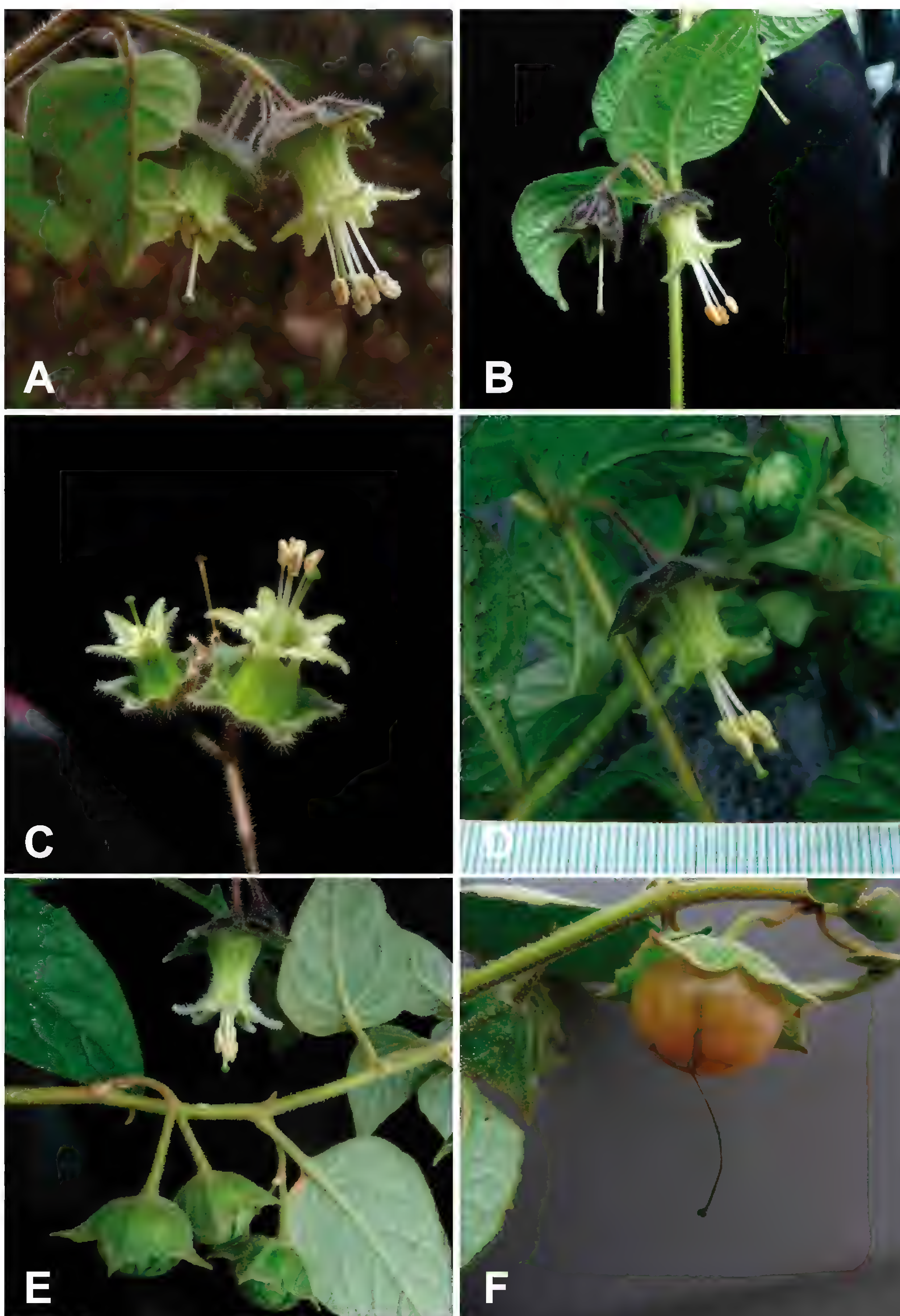


Fig.4. ***Jaltomata incahuasina*** Mione & S.Leiva. A-B-C. Flores en antésis; D-E Bayas inmaduros F. Baya madura (Fotos: S.Leiva, T. Mione & L. Yacher 5108, HAO)

pelos ramificados y pelos glandulares transparentes mayor densidad sobre las nervaduras principales externamente, glabro interiormente, suculenta, rígida, quebradiza, sobresalientes las nervaduras principales, limbo (15-) 18-20 mm de diámetro en la antésis; 10-lobulado, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 lóbulos menores, triangulares, verde a lo largo de los lóbulos mayores externa e interiormente, verdoso a lo largo de los lóbulos menores externa e interiormente, rodeados por una cobertura de pelos ramificados y glandulares transparentes externamente, ciliado rodeado por pelos simples transparentes dispersos interiormente, suculentos, rígidos, reflexos, ciliado rodeados por pelos ramificados y glandulares transparentes en los bordes, sobresalientes las nervaduras principales, 6-6,7 mm de largo por 3-4 mm de ancho; tubo (11-) 16-17 mm de largo por 9-10 mm (área basal) u 8-9 mm (área distal) de diámetro; abundante néctar transparente. Estambres 5, conniventes, exertos, insertos a 0,1-0,3 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales heterodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, blanco-cremosos, glabros, a veces rodeados por algunos pelos simples transparentes en el área basal que ocupan el 3-8% de su longitud, (18-) 21-22 mm de longitud; área soldada cremoso, rodeado por pelos simples transparentes el área distal; anteras oblongas, amarillo-cremoso, verdoso el conectivo, cremoso las suturas, mucrón apical incipiente, glabras, 3-3,1 mm de largo por 1,5-2 mm de diámetro. Ovario ovado, verde, disco nectarífero amarillo-anaranjado, notorio que ocupa el 40-50% de su longitud basal del ovario, 5-anguloso, 3,5-3,6 mm de largo por 4-4,2 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, cremoso-amarillento, glabro, erecto, 20-22 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde-oscuro, 1,5-1,7 mm de diámetro. **Baya** péndula, globosa achatada por los polos, rojo-anaranjado a la madurez, estilo persistente, (8-) 12-13 mm de largo por (10-) 15-16 mm de diámetro; cáliz fruticoso persistente, acrescente que cubre el 70-80% el área basal de la baya, sobresalientes las nervaduras principales, 27-28 mm de diámetro. **Semillas** 181-190 por baya, compresas, reniformes, coriáceas, marrón o parduzcas, epispermo reticulado-foveolado, 1,8-2 mm de largo por 1,5-1,6 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ, **Dpto. Piura**, Prov. Huancabamba, poblado Salalá (ruta Salalá-Las Guaringas), 5º 06′ S y 79º 21′ W, 2980 m, 8-VI-1997, *S. Leiva, N. W. Sawyer & V. Quipuscoa 2033* (HAO); El Shimbe, 5º 06′ S y 79º 21′ W, 2980 m, 8-VI-1997, *N. W. Sawyer 805* (CCSU); 5º 06′ 36″ S y 79º 27′ 10″ W, 2559 m, 21-III-2011, *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5096* (CCSU, CORD, F, HAO, MO); *T. Mione, S. Leiva & L Yacher 807* (CCSU, HAO); Ulpamache (ruta Huancabamba-Cuello del Indio), 5º 19′ 17″ S y 79º 30′ 12″ W, 3105 m, 22-III-2011, *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5101* (CCSU, F, HAO, MO); *T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 809* (CCSU, F, HAO); **Dpto. Lambayeque,** Prov. Ferreñafe, Ca. 7 km al NW de Incahuasi, Cerro Punomachay ruta a Laguna Hualtaco, 3300-3550 m, 16-XI--1984. *M. O. Dillon & D. Skilman 4158* (F); Distrito Incahuasi, alrededores del poblado de Incahuasi, 6º 13′ 53″ S y 79º 18′ 43,5″ W, 3058 m, 23-III-2011, *T. Mione, S. Leiva & L. Yacher 816* (CCSU, HAO).

Jaltomata incahuasina Mione & S. Leiva es afín a su especie hermana *Jaltomata viridiflora* (Humb., Bonpl. & Kunth) M. Nee

& Mione (ver Mione, Anderson & Nee, 1993), que habita desde Venezuela (Mérida), Colombia (Dpto. del Valle, Cundinamarca, Nariño, Antioquía, Boyacá) hasta Ecuador (Pichincha, Napo, Azuay, Cotopaxi, Chimborazo-Cañar, Guajalito), entre los 2500-3400 m de elevación. porque ambas tienen el cáliz campanulado rodeado por una cobertura de pelos simples, ramificados y glandulares transparentes externamente, corola tubular, ventricosa en el área basal ampliándose ligeramente el área distal y con una ligera constricción en el ¼ distal, verdo-amarillenta rodeada por una cobertura de pelos ramificados y simples transparentes externamente, limbo de la corola 10-lobulado, estambres conniventes, exertos, heterodínamos, filamentos estaminales blanco-cremosos, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples transparentes que ocupan el 5-10% del área basal, anteras amarillo-cremosas, sin mucrón pical, ovario con disco nectarífero amarillo-anaranjado notorio que ocupa el 40-50% de la longitud basal del ovario; pero, *Jaltomata incahuasina* presenta (1-) 2 (-3) flores por nudo, cáliz vinoso-intenso el área basal disminuyendo hacia el área distal, rodeado por una cobertura de pelos ramificados y glandulares transparentes externamente, limbo (15-) 20-22 mm de diámetro en la antésis, corola rodeada por una cobertura de pelos ramificados transparentes mayor densidad sobre las nervaduras principales externamente, limbo (15-) 18-20 mm de diámetro en la antésis, estilo cremoso-amarillento, 20-22 mm de longitud, tallos viejos fistulosos, rodeados por lenticelas cremosas, hojas con láminas triangulares a veces ligeramente cordiformes a ovadas, rodeadas por una cobertura de pelos ramificados y algunos pelos glandulares transparentes en ambas superficies, arbustos (0,80-) 1,20-1,40 m de alto. En cambio, *Jaltomata viridiflora* posee flores solitarias por nudo, cáliz morado-intenso el área basal disminuyendo hacia el área distal, rodeado por una cobertura de pelos simples transparentes externamente, limbo 8-10 mm de diámetro en la antésis, corola rodeada por una cobertura de pelos simples transparentes mayor densidad sobre las nervaduras principales externamente, limbo 10-13 mm de diámetro en la antésis, estilo verdoso 13-13,3 mm de longitud, tallos viejos compactos, sin lenticelas, hojas con láminas lanceoladas rodeadas por una cobertura de pelos simples transparentes en ambas superficies, arbustos de 3-4 m de alto.

Distribución y ecología: Es una especie que habita arriba de Salalá (ruta Salalá-Las Guaringas) y los alrededores del lugar denominado Ulpamache (ruta Canchaque-Huancabamba), Prov. Huancabamba, Dpto. Piura y en los alrededores del pueblo de Incahuasi, Prov. Ferreñafe, Dpto. Lambayeque, Perú, entre los 5º 06′ 36″ - 6º 13′ 53″ S y 79º 27′ 10″ - 79º 18′ 43,5″ W, entre los 2559-3550 m de elevación, como un integrante de la vegetación de las vertientes occidentales, prefiere terrenos arcillosos, pedregosos, tierras negras, en bordes de carreteras, cercos de chacras, compartiendo su hábitat con *Alnus acuminata* Kunth "aliso" (Betulaceae), *Iochroma grandiflorum* Benth. "campanilla", *Jaltomata sinuosa* (Miers) Mione "tomatito" (Solanaceae), *Eucalyptus globulus* Labill. "eucalipto" (Myrtaceae), *Bidens pilosa* L. (Asteraceae), *Agave americana L.* "penca" (Asparagaceae), entre otras, y los géneros *Rubus* L. (Rosaceae), *Verbesina* L., *Senecio* L., *Baccharis* L. (Asteraceae), *Fuchsia* Sw. (Onagraceae), *Siphocampylus* Pohl (Lobeliaceae), *Bomarea* Mirb. (Alstroemeriaceae), *Lepechinia* Willd. (Lamiaceae), entre otros.

Fenología: Es una especie perenne, que brota con las primeras lluvias de noviembre

o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: *Jaltomata incahuasina* según los criterios de IUCN (IUCN 2012), es una especie de preocupación menor (LC), ya que su distribución es relativamente amplia, con poblaciones abundantes de individuos adultos y presente en varias localidades. Cabe destacar, que su hábitat no es influenciado por actividades humanas, y mientras éste se conserve, esta especie no estará amenazada.

Nombre vulgar: En la zona de recolección se le conoce como "lungay" (en boleta S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5101, HAO).

Etimología: El epíteto específico hace alusión al Distrito de Incahuasi, pueblo progresista y hermoso, que entre sus cerros, lagunas y valles guarda una riqueza biológica aun no estudiada; asimismo, sus habitantes todavía conservan la riqueza cultural que han heredado de nuestros antepasados incas, como: su vestimenta y el idioma quechua cuzqueño, entre otros.

Usos: Las bayas amarillo-anaranjadas a la madurez, son consumidas por los pobladores, especialmente los niños pastores, como frutas frescas, por ser agradables y exquisitas.

Agradecimientos

Nuestra gratitud a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas. A la Red Latinoamericana de Botánica (RLB) por la beca otorgada al primer autor (S.L.G.) para su viaje al Museo Botánico de la Universidad Nacional de Córdoba, Argentina, para realizar estudios de perfeccionamiento en la familia Solanáceas, bajo la tutoría de dos destacados maestros quien fuera el profesor Ing. Armando T. Hunziker y el Dr. Gabriel Bernardello. Nuestro reconocimiento al Arquit. Luis Chang Chávez del Museo de Historia Natural, de la Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, Perú, por su ayuda en la redacción del abstract y la diagnosis.

Literatura citada

D'Arcy, W.G. 1986. The Genera of Solanaceae and their types. Solanaceae Newsletter 2(4); 10-33.

D'Arcy, W.G. 1991. The Solanaceae since 1976, with a Review of its Biogeography. *In* J.G. Hawkes, R.N. Lester, M. Nee and N. Estrada (eds.). Solanaceae III. Taxonomy, Chemistry, Evolution, pp. 75-137. The Royal Botanic Gardens Kew, Richmond. Surrey, UK for The Linnean Society of London.

Davis, T. 1980. The generic relationship of *Saracha* and *Jaltomata* (Solanaceae: Solaneae). Rhodora 82:345-352.

Hunziker, A. 1979. South American Solanaceae: a Synoptic Survey. *In* J.G. Hawkes, R.N. Lester and A.D. Shelding (eds.). The Biology and Taxonomy of the Solanaceae. pp. 49-85. Linnean Society Symposium Series NE 7 Academic Press, London and New York.

Hunziker, A. T. 2001. Genera Solanacearum. A. R. G. Ganther Verlag. K. G. Alemania. 500 pp

IUCN. 2012. The IUCN red list of threatened species, version 2012.1. IUCN Red List Unit, Cambridge U.K. Available from: http://www.iucnredlist.org/ (accedido el 22 de Octubre 2013).

Leiva, S.; T. Mione & V. Quipuscoa. 1998. Cuatro nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae: Solaneae) del Norte de Perú. Arnaldoa 5 (2): 179-192.

Leiva, S. & T. Mione. 1999. Dos nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae-Solaneae) del Norte de Perú. Arnaldoa 6 (1): 65-74.

Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher. 2007. Cuatro nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) del Norte del Perú. Arnaldoa 14 (2): 219-238.

Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher. 2008. Dos nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) del Norte del Perú Arnaldoa 15 (2); 185-196.

Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher. 2010. *Jaltomata parvi-*

flora (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú, Arnaldoa 17 (1): 33-39.

Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher. 2010. Modillonia una nueva sección de *Jaltomata Schlechtendal* (Solanaceae) con una nueva especie del Norte del Perú, Arnaldoa 17 (2): 163-171.

Leiva, S. 2006. *Jaltomata alviteziana* y *Jaltomata dilloniana* (Solanaceae) dos nuevas especies de los Andes del Perú. Arnaldoa 13 (2) 282-289.

Knapp, S.; T. Mione & A. Sagástegui. 1991. A new species of *Jaltomata* (Solanaceae) from northwestern Perú. Brittonia 43 (3): 181-184.

Mione, T. 1992. Systematics and evolution of *Jaltomata* (Solanaceae) Ph. D. dissertation, University of Connecticut Storrs, CT.

Mione, T. & F. Coe. 1992. Two new combinations in Peruvian *Jaltomata* (Solanaceae) Novon 2: 383-384.

Mione, T.; G. Anderson & M. Nee. 1993. *Jaltomata* I: circumscription, description and new combinations for five South American species (Solaneae, Solanaceae). Brittonia, 45 (2): 138-145.

Mione, T.; R. Olmstead; R. Jansen & G. Anderson. 1994. Systematic implications of chloroplast DNA variation in *Jaltomata* and selected physaloid genera (Solanaceae), American Journal of Botany 81 (7): 912-918.

Mione, T. & L. A. Coe. 1996. *Jaltomata sagastegui* and *Jaltomata cajamarca* (Solanaceae), two new shrubs from Northem Peru. Novon 6: 280-284.

Mione, T. & S. Leiva. 1997. A new Peruvian species of *Jaltomata* (Solanaceae) with Blood-Red Floral Nectar. Rhodora 99 (900): 283-286.

Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher. 2000. Three new species of *Jaltomata* (Solanaceae) from Ancash, Peru. Novon 10 (1): 53-59.

Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher. 2004. *Jaltomata andersonii* (Solanaceae): a new species of Peru. Rhodora 106 (926): 118-123.

Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher. 2007. Five new species of *Jaltomata* (Solanaceae) from Cajamarca, Peru. Novon 17: 49-58.

Mione, T.; S. Leiva; L. Yacher & A. Cameron. 2011. *Jaltomata atiquipa* (Solanaceae): a new species of Sourthern Peru. Phytologia 93 (2):203-207.

Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher. 2013. *Jaltomata spooneri* (Solanaceae): a new species of Southern Peru. Phytologia 95 (2):167-171.

Nee, M. 1996. Solanaceae I. Flora de Veracruz, fascículo 49. Instituto de Investigaciones sobre Recursos Bióticos, Xalapa, Veracruz, México.

Olmstead, R.; L. Bohs; H. Abdel; E. Santiago-Valentin; V. García & S. Collier. 2008. A molecular phylogeny of the Solanaceae. Taxon 57 (4); 1159-1181.

Thiers, B. [continuamente actualizada]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. http://sweetgum.nybg.org/ih/ (accedido en septiembre de 2013).

Arnaldoa 20 (2): 281 - 290, 2013 ISSN: 1815-8242

Iochroma richardianthum (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú

Iochroma richardianthum (Solanaceae) a new species from Norther Peru


Segundo Leiva González
Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
.segundo_leiva@hotmail.com / cleivag@upao.edu.pe

Resumen

Se describe e ilustra en detalle *Iochroma richardianthum* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú. *Iochroma richardianthum* S. Leiva es propia de los alrededores de la travesía Guzmango –La Pampa, Distrito Guzmango, Prov. Contumazá, Dpto. Cajamarca, Perú, alrededor de los 2368 m de elevación. Se caracteriza principalmente por la forma y color de la corola, número de flores por nudo, número de semillas y Esclerosomas por baya, indumento de sus órganos vegetativos y reproductivos rodeados especialmente por una cobertura de pelos ramificados (dendroides) transparentes. Se incluyen datos sobre su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual, nombre popular, usos y su relación con otra especie afín.

Palabras clave: *Iochroma*, Solanaceae, especie nueva, Norte del Perú.

Abstract **Key words**

Iochroma richardianthum (Solanaceae), a new species from northern Peru, is described and illustrated with detail. *Iochroma richardianthum* S. Leiva is found in the surroundings of the trail Guzmango-La Pampa, District of Guzmango, Province of Contumaza, Department of Cajamarca, Peru, at approximately 2368 m above sea level. This plant is distinguished by the form and color of the corolla, number of flowers by node, number of seeds and sclerosomes by berry, indumentum of its vegetative and reproductive organs surrounded specially by a cover of ramified ciliums (dendroids). Data about geographical distribution and ecology is provided, also fenology, present state, common name, use and its relation with a similar species.

Key words: *Iochroma*, Solanaceae, sp. nov., from Northern Peru

Introducción

Iochroma Benth. (Fam. Solanaceae, Subfam. Solanoideae), es un género mayormente sudamericano; comprende ca. 33 especies (ver anexo) arbustivas a pequeños árboles, con vistosas flores de colores muy variados (moradas, lilacinas, blancas, amarillas, rojas, verdosas, entre otros) que atraen a "picaflores" para la búsqueda de néctar producido por el disco nectarífero blanquecino, verdoso, blanquecino-amarillento que destaca en la base del ovario. Sus frutos también son atractivos, siendo bayas cónicas, a veces globosas, glaucas, amarillo-anaranjadas, rojas a la madurez, envueltas ajustadamente por el cáliz fruticoso; algunas son comestibles (Leiva *et al.*, 1998; Lezama *et al.*, 2007). Las especies se distribuyen al oeste de Sudamérica desde Colombia hasta Bolivia y noroeste de Argentina (Hunziker 1977; 1979; 2001). Para Perú, se reportan unas 23 especies (Leiva 1995; 2006; 2007; 2009; Leiva, Quipuscoa & Sawyer 1998; Leiva & Quipuscoa 1998; Leiva, Lezama & Quipuscoa 2003; Leiva & Lezama 2005; Leiva, Deanna & Jara, 2013; Lezama *et al.*, 2007; Smith & Leiva, 2011; ver anexo), que se concentran en la región andina del norte peruano (1500-3500 m de elevación), por lo que considero a esta área geográfica como el centro de diversidad del género.

Desde el punto de vista de su posición en el sistema clasificatorio de la familia, se encuentra ubicado en la Tribu Physaleae, Subtribu Iochrominae, junto a los géneros: *Acnistus* Schott, *Eriolarynx* (Hunz.) Hunz., *Vassobia* Rusby, *Saracha* Ruiz & Pav. y *Dunalia* Kunth (Olmstead *et al.*, 2008, Smith & Baum, 2006).

Iochroma fue descripto por Bentham (1845) a partir de sus estudios en el género *Habrothamnus*. Este autor observó que la planta que Lindley había

llamado *Habrothamnus cyaneus* Lindl., colectada cerca de Loja (Ecuador), era significativamente diferente a los otras especies de *Habrothamnus*. Esta planta ecuatoriana se transformó en el tipo del nuevo género *Iochroma*, designándole el nombre de *Iochroma tubulosum,* ignorando el epíteto anterior *cyaneum*. En 1955, fueron Lawrence & Tucker quienes combinaron correctamente este nombre, *I. cyaneum* (Lindl.) G. H. M. Lawr. & J. M. Tucker. Asimismo, tanto el nombre como el tipo de este género fueron conservados contra numerosos nombres (*Diplukion* Raf. 1838, *Trozelia* Raf. 1838, *Valteta* Raf. 1838; Baehni 1960, Brummitt 1993, D´Arcy 1989). Además, Bentham (1845) añadió dos nuevas especies: *I. calycinum* Benth. e *I. grandiflorum* Benth. En el mismo año, Miers describió *I. macrocalyx*, sinónimo posterior de *I. calycinum* (Jørgensen & León Yánez 1999) y más tarde realizó las siguientes combinaciones: *I. cornifolium* (Kunth) Miers, *I. fuchsioides* (Bonpl.) Miers, *I. gesnerioides* (Kunth) Miers, *I. lanceolatum* (Miers) Miers *I. loxense* (Kunth) Miers e *I. umbrosum* (Kunth) Miers, además de describir a *I. longipes* Miers (Miers, 1848), siendo algunas especies sinonimizadas posteriormente (Brako & Zarucchi 1993; Solanaceae Source 2013). En las siguientes décadas, se fueron incorporando numerosas especies, provenientes de nuevas combinaciones (*I. confertiflorum* (Miers) Hunz., *I. ellipticum* (Hook f.) Hunz., *I. umbellatum* (Ruiz & Pav.) Hunz. ex D´Arcy), o que se describieron como especies nuevas y aún son aceptadas (*I. australe* Griseb, *I. brevistamineum* Dammer, *I. cardenasianum* Hunz., *I. lehmanii* Dammer ex Bitter, *I. parvifolium* (Roem. & Schult.) D´Arcy, *I. peruvianum* (Dunal) J. F. Macbr.), mientras que otras produjeron nuevas combinaciones (*Iochroma suffruticosum* Dammer) o pasaron a la sinonimia (*I. arborea* Griseb, *I. benthamiana* Van Heurch & Muül. Arg., *I. coccinea* Scheid., *I. flavum* André, *I. horridum* Hunz., *I. lyciifolia* Dammer, *I. pauciflorum* Dammer, *I. puniceum* Werderm., *I. schlechtendaliana* Dunal, *I. sodiroi* Dammer, *I. solanifolium* Dammer, *I. tetradynamum* Dunal, *I. umbrosa* (Kunth) Miers, *I. warscewiczii* Regel, *I. weberbaueri* Dammer; Solanaceae Source 2013; Brako & Zarucchi 1993; Jørgensen & León-Yánez, 1999), si bien, falta aún, un tratamiento taxonómico integral del género. A partir de 1995, comienzo exhaustivos estudios en el género describiendo en las siguientes décadas 14 especies (Leiva, 1995; 2006; 2007; 2009; Leiva, Quipuscoa & Sawyer, 1998; Leiva & Quipuscoa, 1998; Leiva, Lezama & Quipuscoa, 2003; Leiva, Deanna & Jara, 2013; Leiva & Lezama, 2005; Lezama *et al*., 2007; Smith & Leiva, 2011).

Continuando con las exploraciones botánicas en la región Norte del Perú, ahora en el Departamento Cajamarca, me ha permitido hallar entre las colecciones una especie de *Iochroma* con caracteres muy peculiares diferentes a las descriptas hasta la fecha y que propongo y describo como nueva para la ciencia. Con esta adición, se incrementan a ca. 34 las especies que integran éste género.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las recolecciones efectuadas en estos últimos años por S. Leiva & M. Zapata (HAO), S. Smith (WIS), R. Deanna (CORD), J. Jara (MOL) en las diferentes expediciones realizadas al Pueblo de Guzmango, Distrito Guzmango, Prov. Contumazá, Dpto. Cajamarca, Perú, alrededor de los 2368 m de elevación, a fin de obtener colecciones botánicas intensivas para la realización de la monografía del género *Iochroma* en el Perú. Las colecciones se encuentran depositadas

principalmente en los Herbarios: CCSU, CORD, F, HAO, HUT, MO, NY, USM, WIS. Se fijó material en líquido (alcohol etílico al 30% o AFA), para realizar estudios en detalle de los órganos vegetativos y reproductivos y para la elaboración de las ilustraciones respectivas. Las descripciones están basadas en caracteres exomorfológicos, que se tomaron *in situ*; se presentan también, fotografías, datos de su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual, nombre vulgar y usos de la especie.

Los acrónimos de los herbarios se citan según Theirs (2013).

1. Iochroma richardianthum S. Leiva sp. nov. (Fig. 1-2)

TIPO: PERÚ, **Dpto. Cajamarca,** Prov. Contumazá, Distrito Guzmango, travesía Guzmango-La Pampa, 7º 23'11.1" S y 78º 54' 15,5" W, 2368 m, 31-III-2013, *S. Leiva & j. Jara 5430* (Holótipo: HAO; Isótipos: CORD, F. HAO MO)

Diagnosis.

Mostly similar to *Iochroma loxense* (Kunth) Miers, (Ecuador) but it differentiates by its creamy-white, sometimes yellowish -white corolla, corolla limb 5-lobate, flowers (2-) 4-5 (-10) by node, 40-50 seeds by berry, 72-75 sclerosomes by berry.

Arbusto 3-4 m de alto, ampliamente ramificado. **Tallos** viejos rollizos, marrón-claro o parduzcos, a veces atropurpúreos, compactos, a veces rodeados por algunas lenticelas blanco-cremosas, glabros, agrietamientos longitudinales pronunciados, 10-13 cm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, verde, compactos, a veces con algunas lenticelas blanco-cremosas dispersas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes. **Hojas** alternas las basales, a veces ligeramente geminadas las distales; pecíolo semirrollizo, verde-claro, verde-oscuro los bordes, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes, (1,5-) 2,3-3,8 cm de longitud; lámina lanceolada a veces ligeramente oblonga, suculenta, verde-oscuro y lustrosa la superficie adaxial, verde-claro y opaca la superficie abaxial, pubescente rodeada por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes en ambas superficies, mayor densidad en las nervaduras principales de la superficie abaxial, acuminada en el ápice, cuneada en la base, entera en los bordes, (8,4-) 10,2-14,4 (-17) cm de largo por 5,3-7,4 cm de ancho. **Flores** (2-) 4-5 (-10) por nudo, no sincronizadas; pedúnculo filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, verde, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes, péndulo, flexible, (1,8-) 2,5-2,9 cm de longitud. Cáliz tubular ligeramente ventricoso en el área basal, verdo-amarillento, verde-oscuro las nervaduras principales externamente, verdoso interiormente, pubescente rodeado por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, glabro interiormente, suculento, sobresalientes las nervaduras principales, 5-6 mm de diámetro del limbo en antésis; 5-lobulado, lóbulos triangulares a veces soldados en dos labios (3+2 ó 2+2+1), verde-amarillento externamente, verdoso interiormente, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, glabro interiormente, suculentos, nunca reflexos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 2-2,1 mm de largo por 5-5,2 mm de ancho; tubo 7-8,2 mm de largo por 5,2-5,3 mm de diámetro en la base o 5-5,1 mm de diámetro en el área distal. Corola tubular ampliándose ligeramente hacia el

área distal, ligeramente curvada hacia la superficie adaxial, blanco-cremosa a veces blanco-amarillenta externa e interiormente, pubescente rodeada por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes en toda su longitud externamente, glabra y lustrosa interiormente, suculenta, quebradiza, ligeramente sobresalientes las nervaduras principales, 9-11 (-13) mm de diámetro del limbo en antésis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, blanco-cremosos a veces cremoso-amarillentos externa e interiormente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, glabros interiormente, ciliados rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes en los bordes, suculentos, ligeramente reflexos, involutos en el ápice, nunca sobresalientes las nervaduras principales, 2-3 mm de largo por (3-) 5-5,5 mm de ancho; tubo (31-) 35-37,2 mm de largo por 4-4,1 mm de diámetro en la base o 7,5-8 mm de diámetro en el área distal. Estambres 5, conniventes, exertos a veces inclusos, insertos a 7-10 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales heterodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, blanco-cremosos, glabros, cuando viejos ciliados rodeados por pelos simples transparentes que ocupan el 5-10 % del área basal, (17-) 23-24 mm de longitud; área soldada semirrolliza aplanada en el área basal, cremosa, ciliada rodeada por pelos simples transparentes el área distal; anteras lineares, verdosa-amarillentas, ligeramente morado-claro paralelo a las suturas, blanco-cremoso las suturas, verdoso el conectivo, mucrón apical pronunciado, glabras, 4-4,5 mm de largo por (1,6-) 2,4-2,5 mm de diámetro. Ovario piriforme, glauco-claro, disco nectarífero blanco-cremoso a veces ligeramente amarillento, poco notorio que ocupa el 25-35% del área basal del ovario, 5-anguloso, 4,8-5,1 mm de largo por 3-4 mm de diámetro; estilo incluso a veces ligeramente exerto, filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, blanco-cremoso, lustroso, 23-28 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde-oscuro, 1-1,2 mm de diámetro. **Baya** péndula, cónica, verdosa a la inmadurez, glabra, 20-25,5 mm de largo por 12-13 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente, envuelve ajustadamente a la baya hasta las ¾ partes basales, a veces se abre en 1-2 hendiduras profundas, nervaduras principales ligeramente sobresalientes, 14-15 mm de largo por 11-12,7 mm de diámetro. **Semillas** 40-50 por baya, reniformes, blandas, marrón-claro, epispermo rugulado-foveolado, 1,6-1,7 mm de largo por 1-1,2 mm de diámetro. **Esclerosomas** 72-75 por baya, oblongas, marrón-claro.

Material adicional examinado

PERÚ, **Dpto. Cajamarca**, Prov. Contumazá, Distrito Guzmango, travesía Guzmango-La Pampa, 7º 23'11.1" S y 78º 54' 15,5" W, 2368 m, 31-III-2013, *S. Leiva & j. Jara 5431* (CORD, F. HAO MO)

Iochroma richardianthum S. Leiva es afín a su especie hermana *Iochroma loxense* (Kunth) Miers arbusto endémico de los Andes entre los 1500-3000 m de elevación, en las Provincias Azuay, Bolivar y Loja, en la República del Ecuador, porque sus órganos vegetativos y reproductivos estan rodeados por una cobertura de pelos ramificados (dendroides) transparentes esternamente, anteras con un mucrón apical incipiente, área libre de los filamentos estaminales rodeados por pelos simples transparentes que ocupan el 5-30% del área basal, área soldada de los filamentos estaminales rodeados por pelos simples transparentes, ovario piriforme, glauco con disco

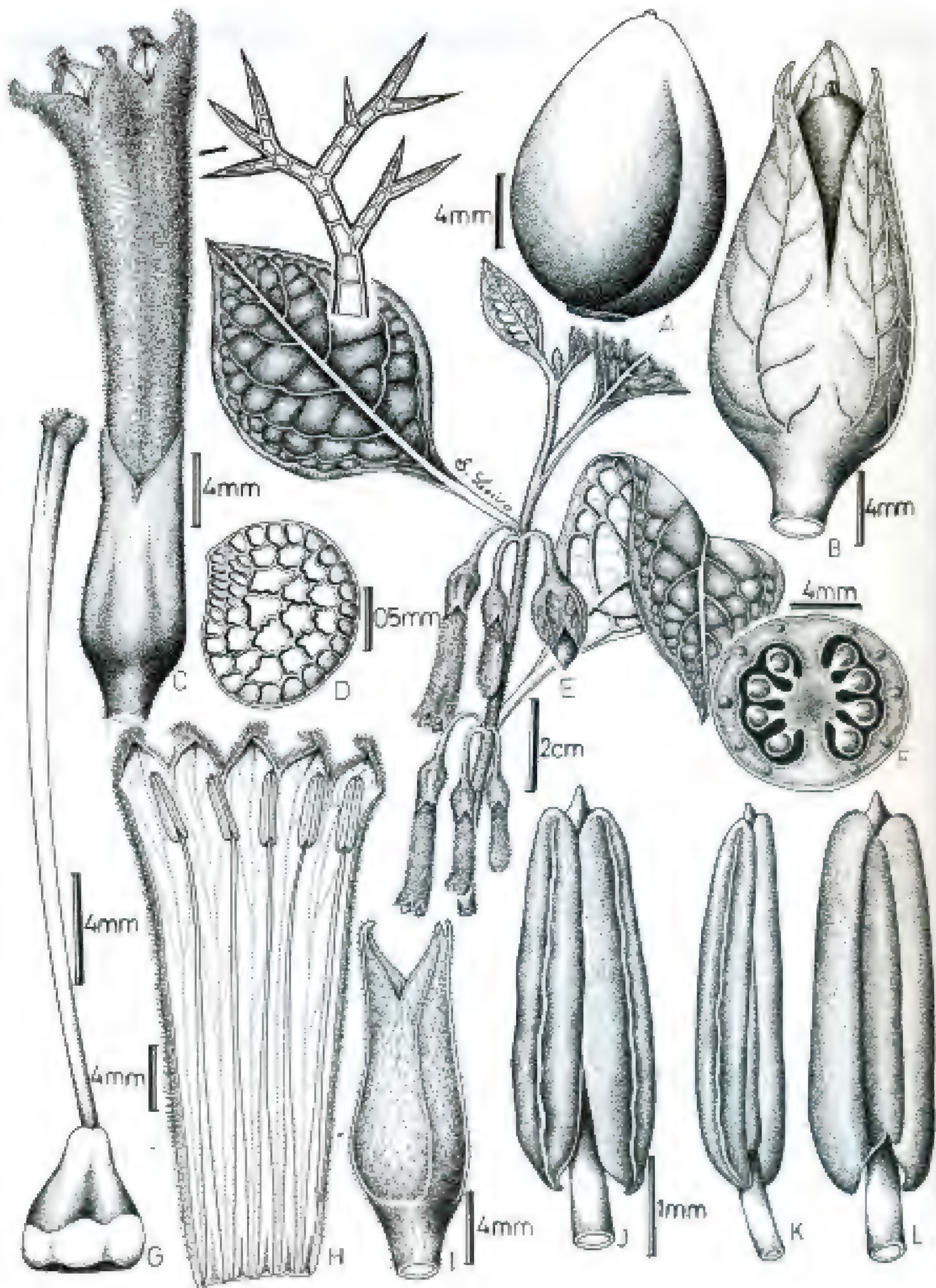


Fig. 1. ***Iochroma richardianthum*** S.Leiva. A. Baya; B. Flor; C. Flor en antésis; D. Semillas; E. Rama florífera; F. Sección transversal del ovario; G. Gineceo; H. Corola desplegada; I. Cáliz; J. Antera en vista ventral; K. Antera en vista lateral; L. Antera en vista dorsal. (Dibujado S.Leiva & J.Jara 5430, HAO)



Fig. 2. ***Iochroma richardianthum*** S.Leiva. A-B-C. Rama floríferas; D. Fruto; E. *Ichroma richardianum* e *Iochroma cornifolium*; F. Tallo con lenticelas. Fotos: S. Leiva & J. Jara 5430, HAO

nectarífero blanco-cremoso poco notorio que ocupa el 20-30% de su longitud basal; pero, *Iochroma richardianthum* se caracteriza por la corola blanco-cremosa a veces blanco-amarillenta externa e interiormente, limbo de la corola 5-lobulado, corola rodeada por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes en el 95-98% de su área distal externamente, flores (2-) 4-5 (-10) por nudo, tallos viejos 10-13 cm de diámetro en la base, hojas con el limbo lanceolada a veces ligeramente oblonga, 40-50 semillas por baya, 72-75 esclerosomas. por ovario. Por su parte, *Iochroma loxense* tiene la corola amarillo-intenso externamente, amarillento interiormente, limbo de la corola 10-lobulado, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, corola glabra en el 90-95% de su área basal, glabrescente rodeada por algunos pelos simples transparentes que ocupan el 4-5% del área distal externamente, flores 15-17 por nudo, tallos viejos 1,8-2 cm de diámetro en la base, hojas con el limbo elíptico a veces ligeramente ovado, 132-140 semillas por baya, 78-85 esclerosomas por ovario.

Distribución y ecología: Es una especie con distribución limitada y hasta la actualidad, aparentemente endémica a la zona de recolección, en donde es relativamente escasa. A pesar de haberse efectuado recolecciones en áreas aledañas, solamente ha sido encontrada en la travesía Guzmango-La Pampa, Distrito Guzmango, Prov. Contumazá, Dpto. Cajamarca, Perú. alrededor de los 2368 m de elevación, como un integrante de la vegetación arbustiva, al borde de carretera, en áreas húmedas, prefiere suelos arcillosos, y vive asociado con plantas de *Eucaliptus globulus* Labill. "eucalipto" (Myrtaceae), *Taraxacum officinale* F. H. Wigg. "diente de león", *Baccharis salicina* Torr. & A. Gray "chilco hembra" (Asteraceae), *Zea mays* L. "maíz", *Pennisetum clandestinum* Hochst. ex Chiov. "grama" (Poaceae), *Jaltomata cajamarca* Mione. "canamuela", *Cestrum auriculatum* L'Hér. "hierba santa", *Lycianthes helskii* (Zahlbr.) Bitter, *Iochroma cornifolium* (Kunth) Miers "campanilla", *Solanum tuberosum* L."papa", *Salpichroa glandulosa* (Hook.) Miers ."cuytylumbo" (Solanaceae), *Alternanthera macbridei* Standl (Amaranthaceae), *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill."tuna" (Cactaceae), entre otras.

Fenología: Es una especie perenne, que brota con las primeras lluvias de los meses noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012) *Iochroma richardianthum* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km2 alrededor del pueblo de Guzmango, siendo ésta la única localidad donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 50 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano de Guzmango. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: "campanilla" (En boleta, *S. Leiva & J. Jara 5430/5431*)

Etimología: Es un honor dedicar esta especie al Dr. Richard Olmstead Profesor y Curador del Herbario de Washigton (W) de la Universidad de Washington, U.S.A. por sus frecuentes estudios moleculares de la Sub clase Asteridae, especialmente los Órdenes: Lamiales, Solanales, con

muchísimas especies en el Neotrópico, tal como lo demuestran sus publicaciones al respecto. Asimismo, por su constante apoyo a los botánicos peruanos, especialmente a los de HAO.

Usos: Las bayas amarillo-anaranjadas a la madurez, probablemente son consumidas por los pobladores, especialmente los niños pastores, como frutas frescas, por ser agradables y exquisitas, cabe indicar, que su consumo no bebe ser en exceso, porque induce al sueño.

Agradecimientos

Mi gratitud a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas. También, expreso mi agradecimiento a la Dra. Rocío Deanna del Museo Botánico, de la Universidad Nacional de Córdoba, Argentina, por haberme apoyado en la redacción concerniente a la historia del género *Iochroma* (Introducción), y el tratamiento del estado actual de la especie.

Literatura citada

Baehni, C. 1960. La Réunion des collections De Candolle, delessert et Boissier au conservatoire botanique de Genève. Taxon 9(3): 86.

Bentham, G. 1845. Edwards's Botanical Register or, ornamental flower-garden an shrubbery 31: 20-21.

Brako, L. & J. L. Zarucchi. (eds.) 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden 45: 1106-1107.

Brummitt, R. K. 1993. Report of the Committee for Spermatophyta: 38. Taxon 42:692-693.

D'Arcy, W. G. 1989. (950) Proposal to add *Trozelia* as a rejected name under 7382 *Iochroma*, nom. cons. (Solanaceae). Taxon 38: 509-510.

Hunziker, A. T. 1977. Estudios sobre Solanaceae VIII. Novedades varias sobre Tribus, secciones y especies de Sud América. Kurtziana 10:7-50.

Hunziker, A. T. 1979 South American Solanaceae: A Synopthic Survey. *In* J. G. Hawkes, R. N. Lester and A. D. Skelding (eds.). The Biology and Taxonomy of the Solanaceae, pp 49-85. Linnean Society Symposium Series N° 7 Academic Press. London and New York.

Hunziker, A. T. 2001. Genera Solanacearum. A.R.G. Ganther Verlag K.G. Alemania: 500 pp.

IUCN. 2012. The IUCN red list of threatened species, version 2012.1. IUCN Red List Unit, Cambridge U.K. Available from: http://www.iucnredlist.org/ (accedido el 22 de Octubre 2013

Jørgensen, P. M. & S. León-Yánez. 1999. Catalogue of the Vascular Plants of Ecuador. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden 75: 904.

Lawrence, G. H. M. & J. M. Tucker. 1955. Baileya 3 (2): 66.

Leiva, S. 1995. Una nueva especie de *Iochroma* (Solanaceae: Solaneae) del Norte del Perú. Arnaldoa 3 (1): 41-44.

Leiva, S. & P. Lezama. 2005. *Iochroma albianthum e Iochroma ayabacense* (Solanaceae: Solaneae) dos nuevas especies del Departamento de Piura, Perú. Arnaldoa 12 (1-2): 72-80.

Leiva, S. 2006. *Iochroma tupayachianum* (Solanaceae: Solaneae) una nueva especie del Departamento La Libertad, Perú. Arnaldoa 13 (2): 276-281.

Leiva, S. 2007. *Iochroma piuranum* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento de Piura, Perú. Arnaldoa 14 (2):213-218

Leiva, S. 2009. *Iochroma lilacinum* e *Iochroma tingoanum* (Solanaceae) dos nuevas especies del Norte del Perú. Arnaldoa 16 (1):13-23

Leiva, S.; V. Quipuscoa & N. W. Sawyer. 1998. *Iochroma stenanthum* (Solanaceae: Solaneae) una nueva especie del Norte del Perú. Arnaldoa 5 (1): 77-82.

Leiva, S. & V. Quipuscoa. 1998. *Iochroma nitidum e I. schlellerupii* (Solanaceae: Solaneae) dos nuevas especies andinas del Norte del Perú. Arnaldoa 5 (2): 171-178.

Leiva, S.; P. Lezama & V. Quipuscoa. 2003. *Iochroma salpoanum* y *Iochroma squamosum* (Solanaceae: Solaneae) dos nuevas especies andinas del Norte del Perú. Arnaldoa 10 (1): 95-104.

Leiva, S.; R. Deanna & J. Jara. 2013. Tres nuevas especies de *Iochroma* Bentham (Solanaceae:) del Norte del Perú. Arnaldoa 20 (1): 25 - 44

Lezama, K.; E. Pereyra; S. Limo & S. Leiva. 2007. *Iochroma smithianum* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento La Libertad, Perú. Arnaldoa 14 (1): 23 – 28

Miers, J. 1848. Contribution to the Botany of South America. Hooker's London Journal of Botany 7: 342-347.

Olmstead, R.; L. Bohs; H. A. Migid; E. Santiago-Valentín; V. F. García & S. M. Collier. 2008. A molecular phylogeny of the Solanaceae. Taxon 57(4): 1159-1181.

Smith, S. D. & D. A. Baum. 2006. Phylogenetics of the florally diverse andean clado Iochrominae (Solanaceae). American Journal of Botany 93 (8): 1140 – 1153

Smith, S. & S. Leiva. 2011. A New Species of *Iochroma* (Solanaceae) from Ecuador. Novon 21: 491-494.

Solanaceae Source. *Iochroma*. http://solanaceae.myspecies.info/solanaceae/iochroma [accedido 11.06.2013]

Thiers, B. [continuamente actualizada]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. http://sweetgum.nybg.org/ih/ (accedido en septiembre de 2013).

Arnaldoa 20 (2): 291 - 300, 2013 ISSN: 1815-8242

Sobre la presencia del género Larnax (Solanaceae) en Bolivia

The genus Larnax (Solanaceae) in Bolivia



Segundo Leiva González

Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERU.

segundo_leiva@hotmail.com / cleivag@upao.edu.pe

Rocío Deanna & Gloria E. Barboza

Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal (UNC-CONICET), Casilla Postal 495, 5000, Córdoba, ARGENTINA

gbarboza@imbiv.unc.edu.ar

Marco Cueva Manchego

Universidad Nacional San Agustin, Arequipa, PERU

Resumen

Se registra y documenta el género *Larnax* Miers para Bolivia. Se describe e ilustra en detalle *L. subtriflora* (Ruiz & Pav.) Miers, especie tipo del género. Además, se incluyen datos sobre su fenología, ecología, usos y estado de conservación. Por último, se precisa la distribución geográfica de esta especie para Perú y Bolivia.

Palabras clave: *Larnax subtriflora*, Solanaceae, Perú, Bolivia.

Abstract

The genus *Larnax* is recorded and documented for Bolivia. *Larnax subtriflora* (Ruiz & Pav.) Miers, the type species of the genus, is described and illustrated in detail. In addition, data on phenology, ecology, uses and conservation status are included. Finally, the accurate geographical distribution of this species is given to Peru and Bolivia.

Key words: *Larnax subtriflora*, Solanaceae, Peru, Bolivia.

Introducción

Larnax Miers pertenece a la tribu Physalideae (Olmstead *et al.*, 2008; Särkinen *et al.*, 2013) que comprende ca. 36 especies (Deanna *et al.*, enviado). Se trata de un género neotropical que habita principalmente en los bosques húmedos montanos y premontanos, desde el sur de Perú a Colombia, con una única subespecie en Centroamérica (Sawyer, 2001). Perú y Ecuador son los principales centros de diversidad del género (Leiva *et al.*, 2008; Deanna *et al.*, 2013, enviado). A raíz, de estar realizándose una revisión monográfica de *Larnax* y, continuando con la exploración de campo y de material de herbarios, se han encontrado varias poblaciones en las Yungas de Bolivia que corresponden a este género. Esta contribución tiene por objeto documentar la presencia de *Larnax* para el territorio boliviano y describir e ilustrar detalladamente la única especie que llega hasta ese país: *L. subtriflora* (Ruiz & Pav.) Miers, especie tipo del género.

Material y métodos

Se revisaron las colecciones de diversos herbarios (AMAZ, CONN, CORD, CTES, F, G, HAO, HOXA, HUT, LPB, MO, NY, US, USM) y se hicieron observaciones en el campo desde el 2003 hasta la actualidad a lo largo de la distribución de la especie (Bolivia y Perú). Se fijó y conservó material en líquido (alcohol etílico al 70% o FAA) para estudios posteriores de los órganos vegetativos y reproductivos. Se presenta la descripción basada en caracteres exomorfológicos, fotografías, ilustraciones de la especie, distribución geográfica y estado de conservación (según IUCN, 2012). Para la confección del mapa de distribución, se empleó el software DIVA-GIS (Hijmans *et al.*, 2012). Los acrónimos de los Herbarios son citados según Thiers (2013).

Descripción de la especie

1. ***Larnax subtriflora*** (Ruiz & Pav.) Miers, Ann. Mag. Nat. Hist., ser. 2, 4: 38. 1849. (Fig. 1-2)

Basónimo: *Physalis subtriflora* Ruiz & Pav., Fl. Peruv. 2: 42, t. 178, 1799. TIPO. PERÚ. [Dpto. Lima. Prov. Canta]: "Habitat in praeruptis Cantae Provinciae versus Obragillo et S. Bonaventurae vicos", Ruiz & Pavón s.n. (holótipo: MA 815143!; Isótipos: G 246501/1!, GH!).

Arbusto ampliamente ramificado, (0,5-) 1,40-1,80 (-2) m de alto. Tallos viejos

rollizos, compactos, nudosos, verde, a veces morada la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, con lenticelas cremosas, glabrescentes (algunos tricomas simples eglandulares transparentes dispersos), sin agrietamientos longitudinales, 8-10 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes a veces ligeramente 5-angulosos, verdes, lilas los nudos, sin lenticelas, con una densa cobertura de tricomas: eglandulares simples o ramificados transparentes y simples glandulares transparentes (largos con pie pluricelular y cabezuela unicelular o cortos con pie unicelular y cabezuela pluricelular). Hojas alternas, a veces también en las dicotomías de las ramas; pecíolo semirrollizo, verde o lila la superficie adaxial con una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 3,7-4,4 cm de longitud; lámina entera a veces ligeramente repanda, elíptica u a veces ovada, agudo en el ápice, cortamente cuneada y en ocasiones desigual en la base, membranácea, opaca, verde-oscuro la superficie adaxial, verde-claro y marcadamente retinervada la superficie abaxial, pubescente a villosa en ambas superficies, cubierta por pelos simples eglandulares transparentes la superficie adaxial y por pelos ramificados eglandulares transparentes la superficie abaxial, 4,1-15,2 cm de largo por 6,4-7,3 cm de ancho. Flores (2-) 4-6 (-8) por nudo, en fascículos, no sincronizadas; pedúnculo filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, verde, ligeramente curvado, con pelos simples glandulares y eglandulares transparentes, 2-9 mm de longitud. Cáliz 4-4,2 mm de diámetro en antesis, verde, a veces vinoso externamente en la zona distal, verdoso interiormente, campanulado, ligeramente carnoso, con nervaduras principales sobresalientes, pubescente, con pelos simples eglandulares y glandulares transparentes externamente, glabro interiormente; lóbulos diminutos, 0,3-0,6 mm de largo por 0,7-0,8 mm de ancho, triangulares, erectos, ciliado; tubo 3-3,2 mm de largo por 3,2-3,4 mm de diámetro . Corola campanulada cuando joven, estrellada, (13-) 17-18 mm de diámetro en la antésis, carnosa, completamente amarillo-verdosa pálida; glabra la ½ basal, glabrescente la ½ distal externamente con pelos simples eglandulares transparentes, interiormente con un anillo de pelos simples eglandulares transparentes en el ¼ basal; lóbulos 7-9 mm de largo por 3-4 mm de ancho, triangulares, ligeramente reflexos, margen ciliado, glabrescentes externamente, con pelos simples eglandulares transparentes, glabros interiormente; tubo 1,8-3,2 mm de largo por 6-7 mm de diámetro. Estambres exertos, heterodínamos, verdosos, glabros, insertos a 1,7-2 mm de longitud en el borde basal interno del tubo corolino, área libre de los filamentos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, dos cortos (1,7-1,90 mm de longitud) y tres largos (1,91-2,25 mm de longitud); petalostemos verdosos, glabros, desarrollados en dos aurículas; anteras ampliamente ovoides, blanco-cremosas, sin mucrón apical, 1,8-2 mm de largo por 1,5-1,6 mm de diámetro. Ovario verde, glabro, subgloboso, 5-angulado, disco nectarífero cremoso y poco notorio, ocupa el 30-40 % de la longitud basal del ovario, 1,5-1,75 mm de largo por (1,2-) 1,4-1,6 mm de diámetro; estilo exerto, amarillo-verdoso, ampliándose ligeramente hacia el área distal, glabro, 4,2-5,2 mm de longitud; estigma clavado, bilobado, verde-oscuro, 0,6-0,8 mm de diámetro. Baya globosa, péndula, anaranjado-rojiza a la madurez, lustrosa, glabra, (8-) 11-13 mm de diámetro; cáliz fruticoso acrescente, envuelve ajustadamente a la baya en toda su longitud, cuando inmaduro verde con el ápice vinoso, transparente cuando maduro,

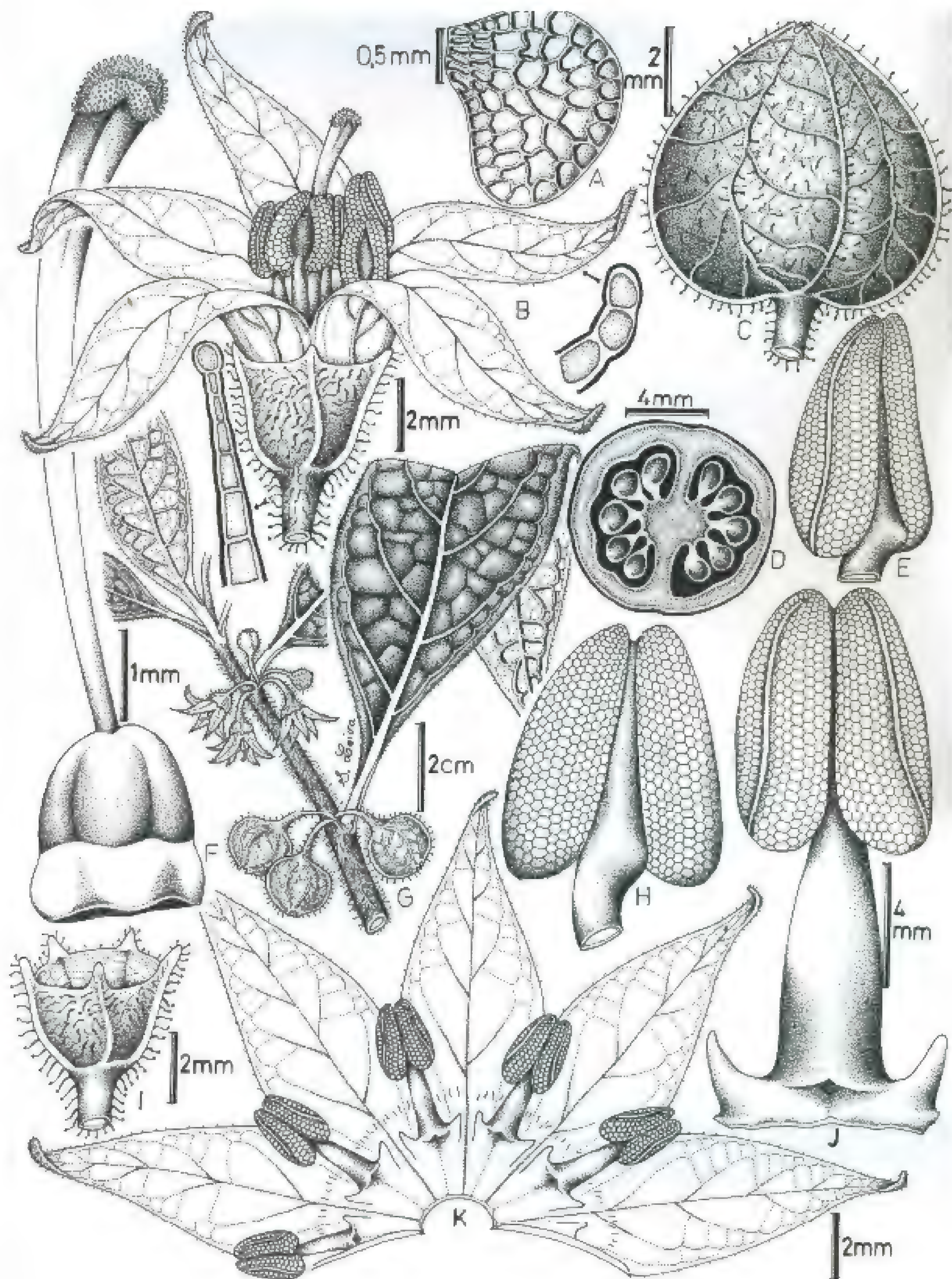


Fig. 1. ***Larnax subtriflora*** (Ruiz & Pav.) Miers. A. Semilla. B. Flor en antesis. C. Fruto. D. Ovario, corte transversal. E. Antera en vista lateral. F. Gineceo. G. Rama con flores y frutos. H. Antera en vista dorsal. I. Cáliz. J. Antera en vista ventral. K. Corola desplegada (Dibujado de S. Leiva, S. Smith & M. Cueva 5468, HAO).

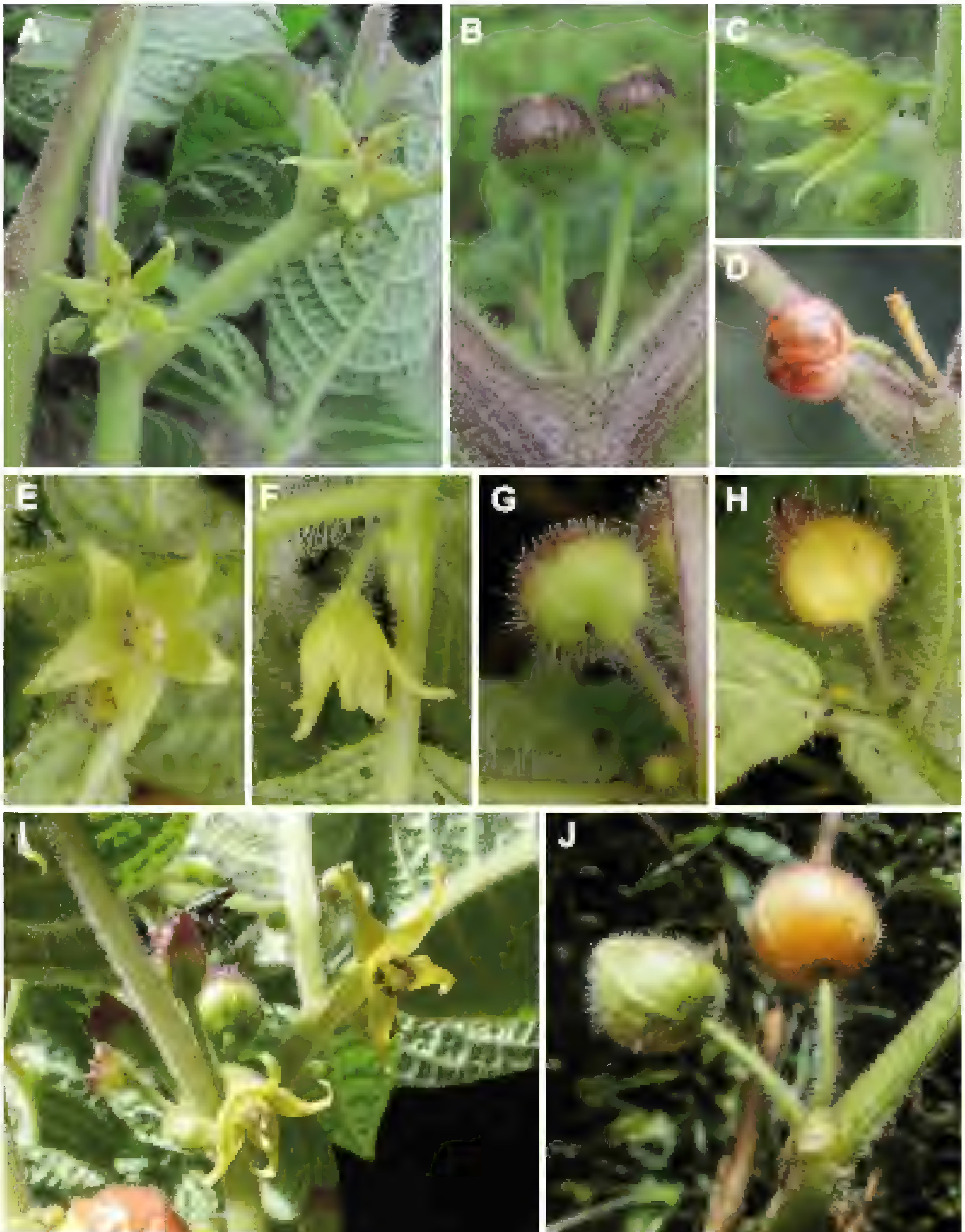


Fig. 2. Larnax subtriflora (Ruiz & Pav.) Miers. A-D. Espécimen de Bolivia. E-H: Espécimen del norte de Perú (Cutervo). I-J. Espécimen del centro de Perú (Oxapampa). A. Rama florífera. B. Frutos inmaduros. C. Flor en vista lateral. D. Fruto maduro con cáliz parcialmente desgarrado. E. Flor vista de arriba. F. Flor en vista lateral. G-H. Frutos inmaduros. I. Rama reproductiva. J. Frutos en diferentes estadios de desarrollo. (A-D: G. E. Barboza & S. Leiva 3663, CORD; E-H: R. Deanna & S. Leiva 71, CORD; I-J. S. Leiva, S. Smith & M. Cueva 5468, HAO).

10-costado, con una densa cobertura de tricomas simples glandulares largos transparentes y algunos eglandulares también transparentes; lóbulos iguales, triangulares, agudos. Semillas 67-75 por baya, reniformes, coriáceas, amarillo-parduzcas, episperma reticulado-foveolado, 1,8-1,9 mm de largo por 1,3-1,5 mm de diámetro.

Material adicional examinado.

BOLIVIA: **Dpto. del Beni,** Prov. Ballivián, Carmen Florida, Río Beni, 7 km upstream from Rurrenabaque, Tacana indian villaje, agrestic in floodplain chaco, 14°30´S 67°30´W, 320 m, 22-IX-1989, *D. E. Williams 1006* (LPB); **Dpto. La Paz,** Prov. Nor-Yungas, desde Chuspipata rumbo a Coroico, por el camino de la muerte, a ca. 8,5 Km del desvío, 16°16'53,1'' y S, 67°47'42,7''W, 2483 m, 04-XII-2012, *G. E. Barboza & S. Leiva 3663* (CORD); *S. Leiva, G. Barboza & C. Carrizo 5359* (HAO) Prov. Nor Yungas, 7 km de Chuspidata, 16°16'55'' S y 67°47'52'W, 01-XIII-2003, *M. S. Ferrucci, M. Dematteis & A. Schinini 1977* (CORD, CTES). PERÚ: **Dpto. Uyacali,** Prov. Purús, río Curanja, Colombiana, la margen derecha del río, arriba del pueblo, 10°04'S y 71° 06'W, 250 m, 21-X-1997, *J. Graham & J. Schunke Vigo 230* (CONN, F); **Dpto. Amazonas**, Mendoza, 1600 m, 23-XIII-1963, *Felix Woytkowski 8246* (MO). **Dpto. Pasco**, Prov. Oxapampa, Distrito Oxapampa, Parque Nacional Yanachaga-Chemillen, Sector San Alberto, 10°32´49"S y 75°22´23"W, 2210 m, 16-III-2003, *R. Rojas, C. Mateo, E. Jiménez & C. Rojas 1052* (HOXA, MO); 10°31´45,5"S y 75°21´23,2"W, 2528 m, 21-X-2013, *S. Leiva, S. Smith & M. Cueva 5471* (HAO, HOXA); alrededores del Refugio el Cedro, bosque montano primario, 10°32'43''S y 75°21'30''W, 2483 m, 26-IV-2009, *M. Cueva & R. Rivera 619* (HOXA, HUT, MO, USM); 07-IV-2009, *M. Cueva & E. Machaca 506* (HOXA, HUT, MO, USM); Sector Suiza Nueva, (Km 5,2-6), 10°33´03,2"S y 75°27´37,5"W, 2215 m, 26-X-2013, *S. Leiva, S. Smith & M. Cueva 5503* (HAO, HOXA); Km 4,5-5, 10°37´56,6"S y 75°27´27,7"W, 2210 m, 26-X-2013, *S. Leiva, S. Smith & M. Cueva 5504* (HAO, HOXA); Guarapo-Suiza Vieja, 10°38´02,4"S y 75°30´26,3"W, 2104 m, 26-X-2013, *S. Leiva, S. Smith & M. Cueva 5506* (HAO, HOXA); Sector Santa Cruz, fundo del Sr. Javier Pautrack, plantación forestal de "eucalipto", 10°39'10,0''S y 75°20'39,3''W, 2328 m, 01-III-2010, *Y. Ojeda & J. Vargas 1846* (HOXA, MO, USM,). Distrito Huancabamba, Sector Torrebamba (ruta Torrebamba-Oso Playa), 10° 20' 27,5" S y 75° 34' 48,3" W, 2448 m, 20-X-2013. *S. Leiva, S. Smith & M. Cueva 5468* (HAO); Sector Torrebamba, 10°21´9,6"S y 75°34´19,4"W, 2150 m, 20-X-2013, *S. Leiva, S. Smith & M. Cueva 5466* (HAO, HOXA); 5467 (HAO, HOXA); Navarra, cerca de Huancabamba, boque montano disturbado, 10°27´02"S y 75°25´58"W, 2300 m, 18-X-2009, *H. van der Werff, R. Vásquéz & C. Rojas 22612* (HOXA, MO, USM); Parque Nacional Yanachaga-Chemillén, Sector San Daniel, bosque montano primario, 10°25'48''S y 75°27'00''W, 2500-2800 m, 01-III-2009, *M. Cueva, L. Valenzuela, R. Rivera & J. Flores 491* (HOXA, HUT, HUSA, MO, USM); La Colmena, trocha Érica, Parque Nacional Yanachaga-Chemillen, bosque húmedo montano primario, 10°26´37"S y 75°26´15"W, 2300 m, 22-VIII-2008, *L. Valenzuela, J. Mateo & L. Rivera 11657* (HOXA, HUT, MO, USM); Sector Grapanazú, bosque primario, 10°26´12"S y 75°23´13"W, 2310 m, 11-X-2003, *R. Rojas, E. Camavilea & M. Villarán 1651* (HOXA, MO); Parte alta de trocha Yanachaga-Palcazú, bosque húmedo montano primario, 10°22´51"S y 75°27´21"W, 2840 m, 30-XI-2007, *A. Monteagudo, A. Peña, V. Flores & R.*

Rivera 16038 (AMAZ, HOXA, HUT, MO, USM); límite Parque Nacional Yanachaga-Chemillen, bosque primario, 10°26´12"S y 75°23´13"W, 2210 m, 15-X-2003, *R. Rojas, E. Camavilea, K. Meza, J. Lingán, E. Camavilea & M. Villarán 1830* (HOXA, MO); Sector Grapanazú, límite Parque Nacional Yanachaga-Chemillen, bosque primario, 10°26´12"S y 75°23´13"W, 2210 m, 15-X-2003, *R. Rojas, K. Meza, J. Lingán, E. Camavilea & M. Villarán 1815* (HOXA, MO); Sector Oso Playa, remanente de bosque, 10°19´21"S y 75°34´11"W, 2480 m, 31-V-2004, *R. Rojas, M. Huamán, A. Peña & J. Mateo 2469* (HOXA, MO); Cerca del límite del Parque Nacional Yanachaga-Chemillen, 10°26´41" S y 75°26´46,6" W, 2200 m, 12-VIII-2005, *A. Monteagudo, A. Peña, R. Francis & E. Quintaya 9253* (HOXA, MO); Sector San Daniel, bosque primario, suelo muy húmedo, falda de montaña y pajonal, 10°26´35"S y 75°26´16"W, 2200-2500 m, 10-III-2006, *R. Vásquez, A. Monteagudo, A. Peña, J. Mateo & V. Flores 31042* (AMAZ, HOXA, HUT, MO, MOL, USM); Bosque esclerófilo primario, 10°22'42''S y 75°27'00''W, 2650 m, 01-XII-2007, *A. Monteagudo, A. Peña, V. Flores & R. Rivera 16060* (HOXA, HUT, MO, USM). Distrito Chontabamba, zona de amortiguamiento, bosque húmedo montano secundario, 10°38´50"S y 75°30´18"W, 2060 m, 14-IX-2007, *A. Monteagudo, J. Mateo, V. Flores & C. Rojas 15481* (AMAZ, HOXA, HUT, MO, MOL, USM); Alto Gramazú, al borde del río Machis, bosque húmedo, 10°33´01"S y 75°29´58"W, 2087 m, 20-XII-2007, *R. Rojas, R. Vásquez, C, Rojas, J. Mateo, B. Vásquez & J. Chuqui 4990* (AMAZ, HOXA, HUT, MO, MOL, USM). Distrito Pozuzo, Parque Nacional Yanachaga Chemillen, Sector San Daniel, bosque montano primario, 10°26'27''S y 75°26'30''W, 2240 m, 24-II-2009, *M. Cueva & R. Rivera 468* (HOXA, HUSA, HUT, MO, USM).

Fenología: Es una especie perenne que en Perú, tiene su área de mayor distribución, brota con las primeras lluvias de octubre a diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de enero hasta el mes de abril o mayo. Pero, por habitar en zonas de alta humedad algunos indivíduos pueden florecer y fructificar en los últimos meses del año. En cambio, en el territorio boliviano, su fenología es más temprana y de mayor duración, con floración y fructificación desde agosto.

Distribución y ecología: Es la especie más austral del género y una de las de mayor distribución, junto a *L. sylvarum* (Standl. & C.V. Morton) N.W. *Sawyer, L. sachapapa* Hunz. (Sawyer, 2001) y *L. glabra* (Standl.) N. W. Sawyer (Deanna, obs. pers.). *Larnax subtriflora* se extiende desde el Norte de Perú hasta el Dpto. del Beni y La Paz (Bolivia; Fig. 3), con un amplio rango altitudinal (320-2840 m de elevación). Integra la vegetación arbustiva en áreas húmedas de bosques primarios y secundarios, al borde de carreteras, caminos y riachuelos; prefiere suelos arcillosos y tierras negras.

Acorde con las recolecciones analizadas (Williams 1006, Barboza *et al.* 3663, Ferrucci *et al.* 1977, Foster 9758), esta especie puede haber alcanzado el territorio de Bolivia a través del Río Madre de Dios, que discurre por el sudeste del Perú hasta el noroeste de Bolivia. Moraes (1990) y Jørgensen *et al.* (2005) mencionaron *L. subtriflora* para el norte de Bolivia, en expediciones realizadas al Río Madre de Dios y a la región Madidi (Dpto. del Beni), sin describirla.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (2012), *Larnax subtriflora* es considerada una especie de preocupación menor (LC) debido a que se encuentra en abundancia (Criterio D1) en la selva húmeda montañosa del norte (Dpto. del

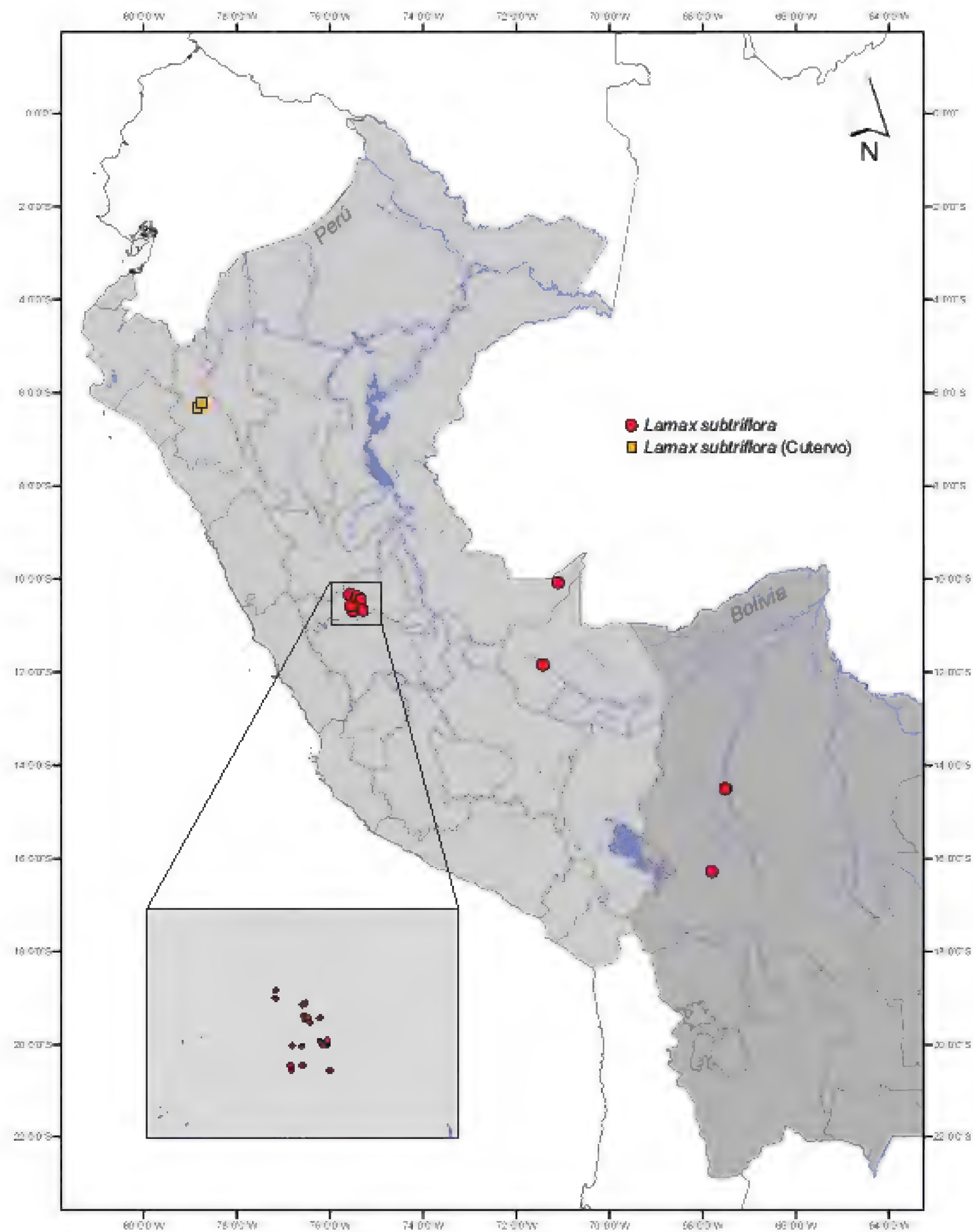


Fig. 3. Mapa de distribución geográfica de L. subtriflora en Perú y Bolivia.

Beni) y centro (Dpto. La Paz) de Bolivia y en el norte y centro de Perú (Dptos. Amazonas, Lima, Pasco y Uyacali), además de estar presente en 27 localidades (Criterio D2) y no registrarse una reducción observada de la población en los últimos 10 años (Criterio A1).

Usos: Las bayas anaranjado-rojizas a la madurez, probablemente son consumidas por los pobladores, especialmente los niños, como frutas frescas. De la parte aérea de esta especie, se han aislado un grupo de withanólidos denominados subtrifloralactonas, con potencial en actividad quimiopreventiva contra el cáncer (Su *et al.*, 2003).

Observaciones: *Larnax subtriflora* se diferencia del resto de las especies del género por la gran abundancia de tricomas ramificados en la superficie abaxial de las hojas. Sumado a ello, se destaca por sus corolas amarillo-verdosas pálidas, levemente campanuladas a estrelladas en antesis (Fig. 2A, C, E, F, I), por sus bayas globosas anaranjado-rojizas envueltas ajustadamente por el cáliz a la madurez (Fig. 2D, J), por el cáliz fructífero bicolor cuando joven (púrpura el área distal, verde en el área basal; Fig. 2B, G, H, J) y transparente y con densa pubescencia glandular cuando madura (Fig. 2D, H, J).

En Perú, en el Parque Nacional de Cutervo (Dpto. Cajamarca), existe una población que se diferencia levemente de *L. subriflora* debido a la ausencia de un anillo de tricomas en el interior de la corola y a una menor pubescencia glandular en toda la planta (Fig. 2E-H). Sawyer (1999) citó a esta población y otras cercanas, como *L. subtriflora*; estudios moleculares que tenemos en marcha nos permitirán tomar decisiones finales sobre si estos especímenes constituyen o no un taxón infraespecífico. Las recolecciones a las cuales hacemos referencia son:

PERÚ: **Dpto. Cajamarca**, Prov. Cutervo, Bosque Cutervo, Parque Nacional de Cutervo, NW corner of Cordillera Tarros, Chorro Blanco Sector, ca. 10 km WNW of San Andres de Cutervo, 6°12'S y 78°46'S, 2650 m, 04-XI-1990, *M. O. Dillon, I. Sánchez V. & J. B. Guevara 6161* (CONN, F); Carretera Cutervo - La Capilla, km 1542-1543, en borde de carretera, bosque nublado, 06°19'04,9''S y 78°49'51,0''W, 2581 m, 15-I-2013, *R. Deanna & S. Leiva 71* (CORD); Cutervo- La Capilla, arriba de El Verde, km 1542-1543, en borde de carretera, bosque nublado, 06°19'04,9''S y 78°49'51,0''W, 2581 m, 15-I-2013, *S. Leiva & R. Deanna 5369* (HAO); Cutervo above El Verde on road from Cutervo to Sta. Domingo de la Capilla, 06°19'S y 78°50'W, 2540 m, 15-VI-1997, *N.W. Sawyer & S. Leiva 820* (CONN); Cutervo above El Verde on road from Cutervo to Sto. Domingo de la Capilla, 06°19'S y 78°50'W, 2600 m, 15-VI-1997, *N.W. Sawyer & S. Leiva 820* (CONN).

Conclusiones

Se amplía el área de distribución del género *Larnax* hasta Bolivia.

Se describe e ilustra en detalle la especie tipo del género.

Se documenta y precisa la distribución geográfica de *L. subtriflora.*

Agradecimientos

Nuestra gratitud a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas, a CONICET (Argentina), al Fondo para la Investigación Científica y Tecnológica, Universidad Nacional de Córdoba y al Ministerio de Ciencia, Tecnología e Innovación

Productiva de Córdoba (Argentina) por el apoyo financiero. También, expresamos nuestro agradecimiento a la Dra. Stacey D. Smith, Profesora de la Universidad de Colorado, U.S.A., quien ha subvencionado con su beca una de las expediciones al Parque Nacional Yanachaga-Chemillen, para recolectar el material botánico para completar los estudios de la especie. R. Deanna agradece a Foncyt, por la beca otorgada para realizar su tesis doctoral en *Larnax*.

Literatura citada

Deanna R.; S. Leiva & G. E. Barboza. 2013. Taxonomical novelties in *Larnax* (Physalideae, Solanoideae, Solanaceae): typifications and new species from Ecuador. Phytotaxa 167 (1): 001-034.

IUCN. 2012. The IUCN red list of threatened species, version 2012.1. IUCN Red List Unit, Cambridge U.K. Available from: http://www.iucnredlist.org/ (accedido el 22 de Octubre 2013).

Hijmans, R.J.; L. Guarino & P. Mathur. 2012. DIVA-GIS, version 7.5. A geographic information system for the analysis of biodiversity data. Disponible en http://www.diva-gis.org/download (accedido el 14 de Mayo de 2013).

Jørgensen, P.M.; M. J. Macía; A. Fuentes; S. G. Beck; M. Kessler; N. Paniagua; R. Seidel; C. Maldonado; A. Araujo-Murakami; L. Cayola; T. Consiglio; T. J. Killeen; W. H. Cabrera; F. Bascopé; D. De la Quintana; T. Miranda; F. Canqui & V. Cardona-Peña. 2005. Lista anotada de las plantas vasculares registradas en la región de Madidi. Ecología en Bolivia 40 (3): 70-169.

Leiva, S.; E. Pereyra & G. Barboza. 2008. *Larnax altomayoense* y *Larnax chotanae* (Solanaceae) dos nuevas especies de los bosques montanos del Norte del Perú. Arnaldoa 15 (2): 197-209.

Moraes, R. M. 1990. Lista preliminar de especies botánicas coleccionadas durante la Expedición Río Madre de Dios (Norte de Bolivia). Museo Nacional de Historia Natural (Bolivia) Comunicación 10: 32-52.

Olmstead, R.; L. Bohs, H. A. Migid; E. Santiago-Valentín, V. F. García & S. M. Collier. 2008. A molecular phylogeny of the Solanaceae. Taxon 57(4): 1159-1181.

Särkinen, T.; L. Bohs; R. G. Olmstead & S. Knapp. 2013. A phylogenetic framework study of the nightshades (Solanaceae): a dated 1000-tip tree. BMC Evolutionary Biology 13: 214. http://dx.doi.org/10.1186/1471-2148-13-214

Sawyer, N. W. 1999. The systematics of *Deprea* Raf. and *Larnax* (Miers) Hunz. (Solanaceae). Ph. Dissertation. University of Connecticut, Storrs. 314 pp.

Sawyer, N. 2001. New Species and Combinations in *Larnax* (Solanaceae). Novon 11 (4): 460-471.

Su, B-N.; E. J. Park; D. Nikolic; B. D. Santarsiero; A. D. Mesecar; J. Schunke Vigo; J. G. Graham; F. Cabieses; R. B. van Breemen; H. H. S. Fong; N. R. Farnsworth; J. M. Pezzuto & A. D. Kinghonr. 2003. Activity-Guided Isolation of Novel Norwithanolides from *Deprea subtriflora* with Potential Cancer Chemopreventive Activity. J. Org. Chem. 68: 2350-2361.

Thiers, B. [continuamente actualizada]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. http://sweetgum.nybg.org/ih/ (accedido en septiembre de 2013).

Arnaldoa 20 (2): 301 - 314. 2013 ISSN: 1815-8242

Distribución geográfica de los "tomates silvestres" (*Solanum* L. sect. Lycopersicon (Mill.) Wettst.: Solanaceae)

Geographical distribution of wild tomatos (*Solanum* L. sect. Lycopersicon (Mill.) Wettst. Solanaceae)

Paúl Gonzáles Arce
Laboratorio de Florística, Departamento de Dicotiledóneas,
Museo de Historia Natural-Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
Av. Arenales 1256, Jesús María.
pgonzalesarce@hotmail.com

Resumen

El grupo de plantas de *Solanum* sect. *Lycopersicon* contiene al "tomate" domesticado y a sus parientes silvestres. En el presente trabajo se analiza la distribución geográfica de los "tomates silvestres", empleando una base de datos de 454 observaciones georeferenciadas. Los "tomates silvestres" están presentes en cinco países de Sudamérica, pero el 99% de las observaciones provienen de Perú, Ecuador y Chile. Perú tiene la mayor cantidad de especies (10) seguido por Ecuador (5) y Chile (3). Se elaboró un mapa de riqueza de especies; para ello, se empleó una grilla con celdas de tamaño 100 x 100 km y una zona circular de 100 km de radio. La mayor riqueza de especies se presenta en el norte del Perú. La mayor cantidad de especies por celda (6) se presenta en los Departamentos de Cajamarca y La Libertad (Perú). Los "tomates silvestres" están distribuidos entre 8° N y 27° S, con una elevada riqueza de especies entre 5° S y 15° S (Perú); son muy comunes entre los 0 y 3000 m de altitud. La formación de lomas distribuidas a manera de islas conjuntamente con la periodicidad de los eventos de El Niño y el surgimiento de la cordillera de los Andes han tenido un profundo efecto en la evolución y biogeografía de los tomates silvestres los cuales han actuado como vía de migración y barrera geográfica.

Palabras clave: *Solanum*, sect. Lycopersicon, GIS, fitogeografía, riqueza de especies.

Abstract

The plant group *Solanum* section *Lycopersicon* contains the domesticated "tomato" and its wild relatives. In this paper the geographical distribution of wild "tomatoes" is analyzed using a database of 454 observations georeferenced. Wild tomatoes are present in five countries in South America, but 99 % of the observations come from Peru, Ecuador and Chile. Peru has the largest number of species (10) followed by Ecuador (5) and Chile (3). Map of species richness for it was used with a grid cell size of 100 x 100 km and a circular 100 km radius area was developed. The highest species richness occurs in northern Peru. Most species per cell (6) is presented in the departments of Cajamarca and La Libertad (Peru). Wild tomatoes are distributed between 8° N and 27° S, with high species richness between 5° S and 15° S (Peru); they are very common between 0 and 3000 m. The formation of Lomas distributed like islands in conjunction with the frequency of El Niño events and the rise of the Andes have had a profound effect on the evolution and biogeography of wild tomatoes. Which have acted migration path and geographical barrier. Wild tomatoes may have originated in the wetlands of northern Peru since their scattering center is in the departments of Cajamarca, Amazonas and La Libertad.

Key words: *Solanum* sect. Lycopersicon, GIS, phytogeography, species richness.

Introducción

Las especies de "tomates silvestres" (*Solanum* L. sección Lycopersicon (Mill.) Wettst) son nativas del oeste de Sudamérica. Se hallan distribuidas a lo largo de la costa y los Andes desde el norte de Colombia, Ecuador, Perú y Bolivia hasta el norte de Chile, y en las islas Galápagos, donde ocurren dos especies endémicas (Darwin *et al.*, 2003).

Los "tomates silvestres" son plantas herbáceas, aunque también pueden desarrollar crecimiento secundario. La pubescencia de la planta ha sido considerada como un carácter taxonómico importante (Luckwill, 1942); las hojas son imparipinnadas con 2-6 pares de foliolos opuestos o sub opuestos, sésiles o peciolados. El número de hojas, dos o tres, por simpodio es otro carácter taxonómico valioso (Rick *et al.*, 1990); las flores son típicamente amarillas. Además, los estambres tienen

una morfología característica, con anteras conniventes lateralmente para formar a manera de un cono, con una punta estéril elongada en el ápice (excepto en S. *pennellii*).

Con la reciente descripción de *S. galapagense* S. C. Darwin *et al.* Peralta, *S. arcanum* Peralta y *S. huaylasense* Peralta (Darwin *et al.*, 2003; Peralta *et al.*, 2005), en la actualidad se consideran 13 especies de "tomates silvestres" incluyendo al "tomate" cultivado (*S. lycopersicum*) (Peralta *et al.*, 2008). Estas especies habitan preferentemente en los bosques secos, matorrales, piso de cactáceas, monte ribereño, desierto, lomas e islas (Darwin *et al.*, 2003; Peralta & Spooner, 2000; 2001; Dillon, 2005).

Los "tomates silvestres" han sido objeto de un estudio intenso. Peralta *et al.* (2008) recientemente revisaron la taxonomía y sistemática de este grupo. Diversos investigadores hacen referencia al valor de los "tomates silvestres" y cultivados en el mejoramiento para resistencia a enfermedades (Ezquinas, 1981; Peralta *et al.* 2006; Moyle, 2008; Torrico, 2011; Bergougnoux, 2014). Rick (1963) analizó la morfología, ecología y variación reproductiva de *S. peruvianum*, donde encontró 40 razas y propuso que las razas del rio Marañón representaban al ancestro de los "tomates silvestres". Sin embargo, no ha habido un análisis exhaustivo de la distribución geográfica de los "tomates silvestres", el cual se presenta en este estudio.

El objetivo de este artículo, es describir la distribución geográfica de los "tomates silvestres", empleando el sistema de información geográfica (GIS), con el propósito de brindar líneas base para la exploración y conservación. Del mismo modo, para inferir cuáles son las posibles causas que influenciaron en la distribución de estas especies.

Material y métodos

Datos de distribución

Los datos de distribución de los "tomates silvestres", fueron obtenidos de las siguientes fuentes: (1) de ejemplares de herbarios virtuales y no virtuales (las abreviaciones siguen el *Index Herbariorum*, http://sciweb.nybg.org/science2/IndexHerbariorum, asp): A, B, BM, CDS, CONC, E, F, GH, HUA, K, LA, LL, M, MO, NY, QCA, QCNA, SGO, U, US, USM. (2) del centro de recursos genéticos de "tomate", para las especies de *Solanum arcanum* Peralta y *S. huaylasense* Peralta; estas accesiones están depositadas en el herbario BM y MERL (Peralta *et al.*, 2005). (3) del Proyecto de Inventario de la Biodiversidad: PBI "Solanum proyect" (2009), en cuya página web incluye datos de distribución de gran parte de las especies de los "tomates silvestres".

Para cada reporte, se consideraron el nombre de las especies y los datos de su respectiva etiqueta, incluyendo una descripción de la localidad de origen (tales como nombres de localidades, ríos, caseríos, entre otros), unidades administrativas (tales como Departamento, Provincia y Distrito) y coordenadas geográficas. Cuando los reportes no especificaban coordenadas geográficas, se le asignó las coordenadas de su localidad de colecta. La asignación de coordenadas geográficas y el análisis de la base de datos se realizaron con ArcView-GIS (Environmental Systems Research Institute, 1999) y el software DIVA-GIS (Hijmans *et al.*, 2001). Algunas coordenadas de la base de datos carecían de precisión, por lo que fueron revisadas y modificadas siguiendo los procedimientos

descritos por Hijmans *et al.* (1999). Uno de los errores más frecuentes fue que las coordenadas indicadas en los ejemplares consultados se localizaban en los océanos. También se tenía que las coordenadas (de etiquetas de colecta) no coincidían con las unidades administrativas (Distrito, Provincia y algunas veces Departamento); en el primer caso, las coordenadas fueron revisadas y, se les asignó nuevas donde era necesario, y en el segundo caso, se asume que la información válida es la coordenada indicada en la etiqueta de colecta.

Los nombres de las especies siguen a Peralta *et al.* (2008) quienes reconocen 13 especies de "tomates" (*Solanum lycopersicon*) no fue considerada ya que se trata de una especie cultivada.

Distribución en base a grillas

Se elaboró mapas de distribución de riqueza y diversidad de especies usando una grilla con tamaño de 100 X 100 km (recomendados para el análisis de pocas especies, Hijmans *et al.*, 2000) usando el software DIVA-GIS. Para determinar la distribución de especies sobre las celdas de la grilla, se ploteó el número de especies por celda contra el número total de celdas.

Distribución por altitud

Para resumir los datos de distribución, el número de especies fue tabulado por altitud, se han utilizado los datos de localidades dadas, para estimar la altitud probable de los "tomates silvestres"; estas estimaciones se realizaron solamente para las etiquetas cuyos datos no incluían altitud. Las observaciones fueron agrupadas en clases de 250 m de altitud y el número de especies por clases fue ploteado.

Resultados

Los "tomates silvestres" están presentes en cinco países (Tablas 1 y 2). Tres países (Perú, Ecuador, Chile) incluyen el 99% de los reportes en la base de datos. Perú es el país que presenta más especies reportadas (10 especies; 92% del total).

La proporción del número de observaciones por especie es muy diferente entre los países (Tabla 1). Esta relación es muy alta en países con una riqueza específica baja como Chile o muy rica en especies como Perú, indicando que estos dos países han sido explorados con mucha intensidad en cuanto a especies de "tomates silvestres" a comparación de otros países. La relación es muy baja en países como Bolivia y Colombia debido a su pobre riqueza específica.

Solo *Solanum habrochaites* es común a tres países (Perú Ecuador y Colombia), las otras especies son comunes a dos países. Perú comparte tres especies con Ecuador (*Solanum neorickii, S. pimpinellifolium* y *S. habrochaites*) y tres especies con Chile (*S. pennellii, S. peruvianum* y *S. chilensis*), Perú y Colombia comparten dos especies (*S. habrochaites* y *S. corneliomulleri*) y, por último, con Bolivia solo comparte una especie (*S. chmielewskii*) (Tabla 2). Las islas Galápagos (Ecuador) poseen tres especies, dos endémicas a esta isla y una distribuida ampliamente (Tabla 2).

La especie que alcanza mayor altitud es *S. corneliomulleri* en la Cordillera Nizaugate, Paso de Hualla-Hualla, (Lima, Perú) donde alcanza los 4500 metros sobre el nivel del mar.

Los mapas de distribución, basados en grilla, muestran el número de observaciones (Fig. 1) y la riqueza de especies (Fig. 2). La riqueza de especies no está homogéneamente distribuida entre los países, hay pocas áreas con muchas especies y muchas áreas con pocas especies (Fig. 2 y Fig. 3). El número

de especies sigue un patrón muy similar con el número de observaciones, dando una correlación positiva entre el número de observaciones y la riqueza de especies por celda de la grilla (Fig. 4).

El Perú, presenta todas las celdas que contienen más de cuatro especies, particularmente en la zona norte de este país (La Libertad, Cajamarca y Amazonas) (Fig. 2), siendo ésta, el área de mayor riqueza de especies. En el centro y sur del Perú (Departamentos de Lima e Ica) se encuentra la segunda área con mayor riqueza de especies.

Hay pocas celdas con muchas especies (Fig. 3). Con seis especies hay solo una celda encontrada en los Departamentos de La Libertad y Cajamarca (Perú); y cuatro celdas con cinco especies ubicadas en Cajamarca, La Libertad, Lima e Ica con una celda cada una. Cabe mencionar, que hay 31 celdas con una sola especie.

Los "tomates silvestres", se encuentran distribuidos latitudinalmente entre los 8° N y 27° S . La mayor cantidad de especies están presentes entre 5° S y 15° S desde el norte del Perú en el Departamento de Cajamarca hasta el sur en Ica. Respecto a su localización longitudinal, se encuentran en las vertientes occidentales de los Andes y en los mismos Andes de Ecuador, Perú, Chile, Bolivia y Colombia. Altitudinalmente se encuentran entre los 0 y 4500 m; sin embargo, la mayor cantidad de especies se encuentra entre los 500 y 3000 m, con una ligera reducción en el número de especies sobre los 3000 m y entre los 1250 y 1500 m de altitud (Fig. 5).

Discusión

El uso de mapas para explicar los patrones de distribución de los parientes silvestres de una especie cultivada son muy escasos; el primero se realizó en "papas silvestres" (Hijmans & Spooner, 2001). Este es el segundo trabajo de este tipo, en el cual el grupo de "tomates silvestres" son sistemáticamente analizados usando análisis GIS.

Las especies de "tomates silvestres" (*Solanum* L. sección *Lycopersicon*) se encuentran distribuidas al oeste de América del sur entre los 8° N y 27° S, ocupando los países de Colombia, Ecuador, Perú, Chile y Bolivia. Sin embargo, el área con mayor riqueza de especies se encuentra entre 5° S y 15° S (Perú) teniendo un patrón de distribución continua desde el centro de Ecuador hasta el norte de Chile. Por lo general, se distribuyen sobre áreas de ambientes xerofíticos, abarcando al desierto costero, vertientes occidentales y valles interandinos.

Solanum habrochaites es la única especie de este grupo que ocurre en los hábitats de bosque nublados en altitudes de 3600 m, pero, se encuentra también en las zonas costeras y en los bosques secos de la vertiente occidental de los Andes. Esta especie, prefiere hábitats húmedos como los bordes de ríos o riachuelos. Presenta una distribución continua, desde el centro del Perú hasta el centro de Ecuador; sin embargo, existe una colecta procedente de Colombia, por lo que, su distribución resulta disyunta. Peralta *et al.* (2008) mencionan, que este registro procedente de Colombia, sería de plantas cultivadas, eliminando así la problemática disyunción. Algunas especies de "tomates silvestres", están confinadas a los valles interandinos, donde se encuentran preferentemente bajo sombra y creciendo tras la llegada de la época lluviosa. *Solanum. arcanum* está presente en el valle del río Marañón, *S. huaylasense* en el valle del río Santa, *S. chmielewskii* en el valle del Apurímac del Perú y el valle de Sorata de Bolivia, *S. neorickii* desde los valles

secos de Ecuador hasta el sur de Perú). Otro grupo de especies como: *S. pennellii, S. corneliomulleri* y *S. chilense,* habitan en áreas extremadamente secas desde los desiertos hasta grandes altitudes de la vertiente occidental de los Andes. *Solanum pennellii* habita desde el norte de Perú (Piura) hasta el norte de Chile, desde el nivel del mar hasta los 3000 m. *Solanum corneliomulleri* se presenta desde el centro (Lima) hasta el sur del Perú, entre 1000 y 3000 m, aunque existe un registro a 4500 m. *Solanum chilense* se distribuye desde el sur del Perú al norte de Chile, entre el nivel del mar y los 3000 m.

En las Islas Galápagos, *S. cheesmaniae* se encuentra desde el nivel del mar hasta los picos volcánicos, en áreas secas y rocosas, mientras que *S. galapagense* prefiere hábitats de menor altitud. Estas especies tiene el color de fruto de tonalidad rojiza y están relacionadas con la especie continental *S. pimpinellifolium*, con la que comparte el color rojo de los frutos; *S. pimpinellifolium* ocurre desde el centro del Perú hasta el centro de Ecuador. Este complejo forma un clado filogenético bien soportado (Spooner *et al.*, 2005). Las otras especies (las que presentan fruto de colores blanco, verde, morado y a su vez pubescente) no muestran un patrón característico de distribución (Fig. 6).

Cinco especies de "tomates silvestres" se encuentran en formaciones de lomas, hábitats únicos a lo largo de la costa del Pacífico de Perú y norte de Chile. (Dillon, 2005; Peralta *et al.*, 2008). *Solanum. habrochaites, S. peruvianum, S. pennellii, S. chilense,* y *S. arcanum* habitan esta zona tan particular. Las tres primeras especies superponen sus poblaciones en las lomas del centro del Perú, *S. chilense,* está restringida a las lomas del sur del Perú y del norte de Chile y *S. arcanum* presenta algunas poblaciones en las lomas del norte del Perú. Las formaciones de lomas son pequeñas áreas de vegetación que ocurren como islas en un mar de desierto hiperárido y continuo. Aunque se trata de uno de los lugares más secos de la Tierra, alberga un tipo extraordinario de vegetación. Se forman en las localidades cercanas a la costa donde la niebla que surge del océano proporciona suficiente humedad para la vegetación (Dillon & Hoffmann, 1997; Dillon & Rundel, 1990; Dillon, 1997; 2005). La mayoría de las lomas presentan especies de "tomates silvestres", siendo en algunas localidades las más dominantes.

La región costera también está influenciada por un periódico y recurrente evento del Niño, El Niño-Oscilación Sur (ENSO); cuando ENSO ocurre. las aguas normalmente frías de la costa del oeste de América del Sur son desplazadas por las aguas calientes procedentes del norte. Estas condiciones estimulan breves períodos de fuertes lluvias y temperaturas relativamente altas. Se ha relacionado mucho a estos eventos con la composición y estructura de los ambientes costeros. Además se cree que estos eventos estimulan la floración masiva de los elementos florísticos incrementando los bancos de semillas para las plantas anuales y perennes; y en su ausencia, se reduciría la diversidad florística y la eliminación del intercambio florístico entre formaciones (Dillon, 2005).

La formación de lomas distribuida a manera de islas conjuntamente con la periodicidad de los eventos de El Niño, ha tenido un profundo efecto en la evolución y biogeografía de los "tomates silvestres". Este evento, El Niño, no solo afecta a las formaciones de lomas sino también a las formaciones de las vertientes occidentales. Se ha documentado un aumento en el tamaño de las poblaciones de *S. pimpinellifolium* en el norte de Perú, donde las inundaciones habrían facilitado la dispersión de semillas

(Sifres *et al.*, 2006).

La cronología del levantamiento de la cordillera andina es actualmente materia de controversia (Ehlers & Poulsen, 2009), pero, parece haber acuerdo en que la elevación actual se habría alcanzado hacia finales del Mioceno o comienzos del Plioceno. En vista que existen dataciones moleculares para este grupo (Särkinen *et al.*, 2013), donde se estiman las edades de origen entre 5 y 3 millones de años. Sin duda, este evento habría influenciado en la evolución y biogeografía de los "tomates silvestres". Ya que, para cuando el ancestro de los "tomates silvestres" se habría originado, los Andes ya habrían alcanzado alturas similares a las actuales. Por tanto, la cordillera de los Andes estaría actuando como una barrera entre el oeste y este, y como una vía de migración entre norte y sur.

Las celdas de mayor riqueza de especies nos permiten conocer las zonas de prioridad para la conservación de especies silvestres de "tomates". Estas zonas se encuentran en el norte del Perú entre el valle del Marañón y el Santa en los Departamentos de Cajamarca, La Libertad y Amazonas. Esta zona coincide con el área donde se presentan las especies endémicas del Perú (Knapp *et al.*, 2007).

Los "tomates silvestres" posiblemente se hayan originado en la zona húmeda del norte del Perú ya que tienen su centro de dispersión en los Departamentos de La Libertad, Cajamarca y Amazonas. Estos resultados son muy similares a los propuestos por Rick (1963), quien hipotetizó que las razas del rio Marañón de *S. peruvianum* fue el ancestro de los "tomates silvestres". Sin embargo, respecto a las especies basales del clado de "tomates silvestres" (siguiendo a Peralta & Spooner, 2001; 2005; Spooner *et al.*, 2005), *Solanum pennellii*, tiene una amplia distribución a lo largo de la zona desértica de Perú y Chile, mientras que *S. habrochaites* tiene una distribución continua desde el centro del Perú hasta el centro de Ecuador, particularmente en ambientes muy húmedos. Siendo *S. pennellii* una de las más basales, se podría inferir que el ancestro de las otras especies de "tomates silvestres" se habría originado en un espacio y tiempo similar al origen de *S. habrochaites*. Sifres *et al.* (2010) sugieren que las poblaciones centrales autoincompatibles podrían ser los biotipos más antiguos de *S. habrochaites* de los cuales habrían derivado los demás. A medida que la especie migró hacia el norte y sur de su rango de distribución se irían convirtiendo en autocompatibles. La distribución de las poblaciones centrales de *S. habrochaithes* se encuentra en el norte del Perú, coincidiendo con el área de mayor riqueza de especies; por ello, se sugiere que el norte del Perú sea el centro de origen y uno de los centros de diversidad de los "tomates silvestres".

Para estos tipos de análisis de distribución, existen algunos factores que podrían cambiar los resultados. La antigüedad de las colectas es uno de estos factores, ya que gran parte de las colectas antiguas no indican localización de las mismas, o si las tenían solo eran a nivel de país o departamental; estos datos no han sido utilizados por carencia de información. El esfuerzo, en la búsqueda de datos geográficos también influye en los resultados (Hijmans *et al.*, 2000; 2001),); por ejemplo, si realizamos una búsqueda intensiva en los herbarios del sur del Perú, donde hay mayor probabilidad de encontrar especímenes de esa zona, y una búsqueda menos intensa en herbarios del norte del mismo país, podría conllevar a encontrar más especies por área en la primera y menos especies por área en la segunda, alterando

así, la riqueza de especies por grilla. Sin embargo, en este trabajo, el número de observaciones fue razonablemente bueno, el cual no necesariamente predijo las celdas con mayor número de especies. Por ello, se piensa que el número de especies no depende del número de observaciones. Otro factor, que influye en los resultados, es el tamaño de la celda de grilla que se emplea. Por ello, el número de especies por celda de grilla se incrementará cuando esta última incrementa su tamaño, pero este incremento podría ser diferente en distintas áreas. Se recomienda emplear celdas de dimensiones grandes para análisis de zonas o de grupos taxonómicos grandes y celdas de dimensiones pequeñas para el análisis de grupos con pocas especies y especialmente en sitios con topografía tan variada. (Hijmans *et al.,* 2000). Finalmente, otra dificultad para analizar riqueza de especies es la existencia de conflictos taxonómicos (Gaston, 1996). Hay muchas listas de especies de "tomates silvestres" (Wettstein, 1895; Macbride, 1962; Rick ,1963; Child, 1990; Brako & Zarucchi, 1993). Para este trabajo se ha seguido la lista de especies propuesta por Peralta *et al.* (2008). Sin embargo, futuros cambios taxonómicos (aparición de especies nuevas o especies que caen en sinonimia) especialmente sobre el grupo de especies del complejo *S. peruvianum* (Rick, 1963; Spooner *et al.*, 2005; Peralta & Spooner, 2005), podrían cambiar los resultados presentados en este trabajo.

Warnock (1988) sugería que la diversidad de especies de "tomates silvestres" ha sido influenciada por la diversidad geográfica, de hábitats y de climas. Cuya relación ha empezado a ser estudiada en los últimos años bajo un enfoque conocido como muestreo basado en modelos (MBS) (Guisan *et al.*, 2006), comparando la diferenciación geográfica y ecológica entre especies estrechamente relacionadas (Barraclough & Vogler, 2000; Warren *et al.,* 2008). Este tipo de enfoque ofrece resultados con una valiosa información fitogeográfica; por ello, se sugiere elaborar estos modelos para identificar la distribución potencial de los "tomates silvestres" y así tener un mejor conocimiento de los patrones que a lo largo de la historia evolutiva han influenciado en la su distribución de los "tomates silvestres".

Agradecimientos

Un especial agradecimiento al Mg. Asunción Cano por su apoyo y sugerencias en la realización de este trabajo. A la Dra. Sandra Knapp, Dra. Tiina Särkinen, Dra. Blanca León y Mg. Hector Aponte por el valioso aporte en la revisión del manuscrito.

Literatura citada

Barraclough, T. G. & A. P. Vogler. 2000. Detecting the geographical pattern of speciation from species-level phylogenies. Am. Nat. 155 :419–434.

Bergougnoux V. 2014. The history of "tomato": From domestication to biopharming, Biotechnol Adv, 32(1):170-189.

Brako, L. & J. Zarucchi. 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 45: 1–1286.

Child, A. 1990. A synopsis of *Solanum* subgenus *Potatoe* (G. Don) D'Arcy [*Tuberarium* (Dun.) Bitter (s.l)]. Feddes Repert. 101: 209–235.

Darwin, S.; S. Knapp & I. Peralta. 2003. "Tomatoes" in the Galápagos Islands: morphology of native and introduced species of *Solanum* section *Lycopersicon* (Solanaceae). Syst. Biodiv. 1: 29–54.

Dillon, M. O. 1997. Lomas formations-Peru. Pp. 519–527, ***in*** S. D. Davis, V. H. Heywood, O. Herrera McBryde, J. Villa-Lobos & A. C. Hamilton (editors), Centres of Plant Diversity, A Guide and Strategy for their Conservation. WWF, Information Press, Oxford.

Dillon, M. O. 2005. Solanaceae of the lomas formations of coastal Peru and Chile. Monogr. Syst. Bot. Ann. Missouri Bot. Gard. 104: 131–155.

Dillon, M. O. & A. E. Hoffmann. 1997. Lomas forma-

tions of the Atacama Desert, northern Chile. Pp. 528–535 in S. D. Davis, V. H. Heywood, O. Herrera-McBryde, J. Villa-Lobos & A. C. Hamilton (editors), Centres of Plant Diversity, A Guide and Strategy for their Conservation. WWF, Information Press, Oxford.

Dillon, M. O. & P. W. Rundel. 1990. The botanical response of the Atacama and Peruvian Desert flora to the 1982–83 El Niño event. Pp. 487–504 *in* P. W. Glynn (editor), Global Ecological Consequences of the 1982–83 El Niño— Southern Oscillation, Elsevier Science Publishers, New York.

Ehlers, T. A. & C. J. Poulsen. 2009. Influence of Andean uplift on climate and paleoaltimetry estimates. Earth and Planetary Science Letters , 281(3,4): 238-248.

Esquinas-Alcázar, J. T. 1981. Genetic resources of "tomatoes" and wild relatives. Rep. Internat. Board Plant Genet. Res. No. AGP. IBPGR-80-103: 1–65.

Environmental Systems Research Institute. 1999. ArcView-GIS 3.1. Environmental Systems Research Institute, Redlands, California, USA.

Gaston, K. 1996. Species richness: measure and measurement. En K. J. Gaston [ed.], Biodiversity, a biology of numbers and difference. Pp.77–113. Blackwell Science, London, UK.

Guisan, A.; O. Broennimann; R. Engler; M. Vust; N. G. Yoccoz; A. Lehmann & N. E. Zimmerman. 2006. Using niche-based models to improve the sampling of rare species. Conservation Biology 20(2): 501–511.

Hijmans, R.; M. Schreuder; J. De la Cruz & L. Guarino. 1999. Using GIS to check co-ordinates of germplasm accessions. Genet. Resources Crop Evol. 46: 291–296.

Hijmans, R.; K. Garrett; Z. Huamán; D. Zhang; M. Schreuder & M. Bonierbale. 2000. Assessing the geographic representativeness of genebank collections: the case of Bolivian wild potatoes. Conserv. Biol. 14: 1755–1765.

Hijmans, R. & D. M. Spooner. 2001. Geographic distribution of wild potato species. Amer. J. Bot. 88(11): 2101–2112.

Hijmans, R.; M. Cruz; E. Rojas & L. Guarino. 2001. DIVA-GIS, version 1.4. A geographic information system for the management and analysis of genetic resources data. Manual. International Potato Center and International Plant Genetic Resources Institute, Lima, Peru.

Knapp, S.; D. M. Spooner & B. León. 2007. Solanaceae endémicas del Perú. Rev. per. Biol. Número especial 13 (2): 9s–22s El libro rojo de las plantas endémicas del Perú .

Luckwill, L. 1942. The genus Lycopersicon: an historical, biological, and taxonomical survey of the wild and cultivated tomatoes. Aberdeen Univ. Stud 120: 1–44.

Macbride, J. F. 1962. Flora of Perú. Publ. Field Museum Nat. Hist., Bot. Ser. 13(Parte v-B, number 2): 271–478.

Moyle, L. 2008. Ecological and evolutionary genomics in the wild tomatoes *(Solanum* sect. Lycopersicon). Evolution 62 (12): 2995–3013.

PBI Solanum Project. 2009. Solanaceae Source [en línea]. [visitado en marzo del 2009]. URL: http://www.nhm.ac.uk/solanaceaesource/.

Peralta, I. & D. M. Spooner. 2000. Clasificación de los "tomates silvestres": una revisión. Kurtziana 28: 45-54.

Peralta, I. & D. M. Spooner. 2001. GBSSI gene phylogeny of wild "tomatoes" [*Solanum* L. section Lycopersicon (Mill.) Wettst. subsection Lycopersicon]. Amer. J. Bot. 88:1888–1902.

Peralta, I. & D. M. Spooner. 2005. Morphological characterization and relationships of wild tomatoes [*Solanum* L. Section Lycopersicon) Monogr. Syst. Bot., Missouri Bot. Gard. 104: 227–257.

Peralta, I.; S. Knapp & D. M. Spooner. 2005. New Species of wild tomatoes (*Solanum* Section Lycopersicon: Solanaceae) from Northern Peru. Syst. Bot. 30 (2): pp. 424–434.

Peralta, I. & D. M. Spooner. 2006. History, origin and early cultivation of "tomato" (Solanaceae). In Genetic improvement of Solanaceous crops, vol. 2: "Tomato", ed. M. K. Razdan and A. K. Mattoo, 1–27. Enfield: Science Publishers.

Peralta, I.; S. Knapp & D. M. Spooner. 2008. Taxonomy of wild tomatoes and their relatives (*Solanum* sect. Lycopersicoides, sect. Juglandifolia, sect. Lycopersicon; Solanaceae). Syst. Bot. Monogr. 84:83–89.

Rick, C. 1963. Barriers to interbreeding in *Lycopersicon peruvianum.* Evolution 17: 216–232.

Rick, C.; H. Laterrot & J. Philouze. 1990. A revised key for the Lycopersicon species. TGC report 40: 31.

Särkinen, T. L. Bohs; R. G. Olmstead & S. Knapp. 2013. A phylogenetic framework for evolutionary study

of the nightshades (Solanaceae): a dated1000-tip tree. BMC Evolutionary Biology. 13:214

Sifres, A.; B. Picó J.; M. Blanca; R. De Frutos & F. Nuez. 2006. Genetic structure of *Lycopersicon pimpinellifolium* (Solanaceae) populations collected after the ENSO event of 1997–1998. Genet. Res. Crop Evol . 54: 359–377.

Sifres, A. J.; M. Blanca & F. Nuez. 2010. Pattern of genetic variability of *Solanum habrochaites* in its natural area of distribution. Genetic Resources and Crop Evolution, 58 (3): 347-360

Spooner, D. M.; I. Peralta & S. Knapp. 2005. Comparation of AFLPs to other markers for phylogenetic inference in wild tomatoes *Solanum* L. section Lycopersicon (Mill.) Wettst. Subsection Lycopersicon.Taxon 54: 43–61.

Torrico, A. 2001. Estudio morfológico y molecular de la diversidad genética del "tomate silvestre" (*Solanum* spp.) boliviano. Tesis para optar el grado académico de magister. Universidad Mayor de San Simón. Cochabamba - Bolivia.

Warnock, S. J. 1988. A review of taxonomy and phylogeny of the genus *Lycopersicon*.HorScience 23: 669-673

Warren, D. L.; R. E. Glor & M. Turelli. 2008. Environmental niche equivalency versus conservatism: quantitative approaches to niche evolution. Evolution 62-11 : 2868–2883

Wettstein, R. 1895. Solanaceae. En A. Engler & K. Prantl (eds.). Nat. Pflanzenfam.4(3b): 4-38

ANEXOS

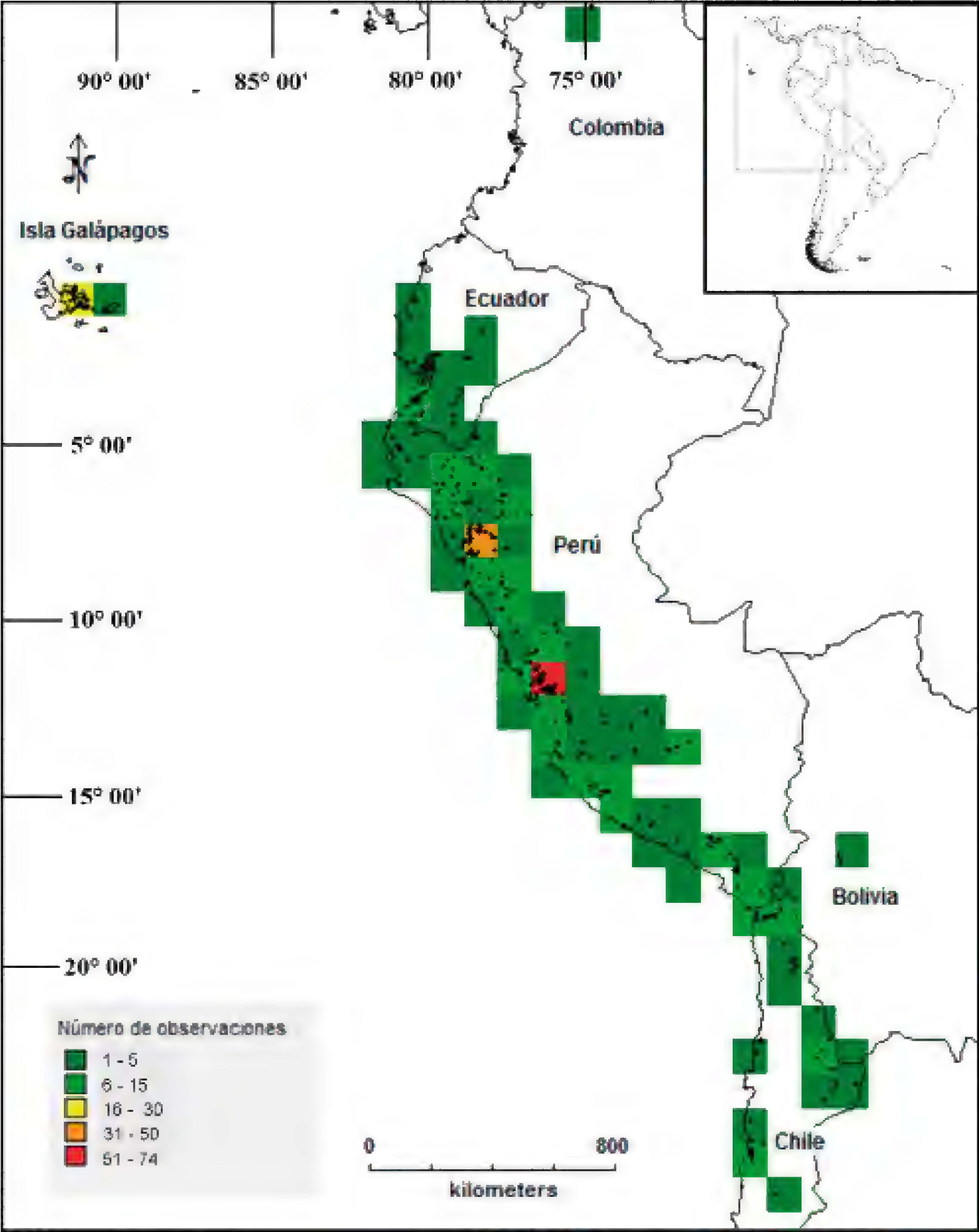


Fig. 1: Número de observaciones de especies de “tomates silvestres” empleando una grilla con celdas de tamaño 100 x 100 km y una zona circular de radio 100 km.

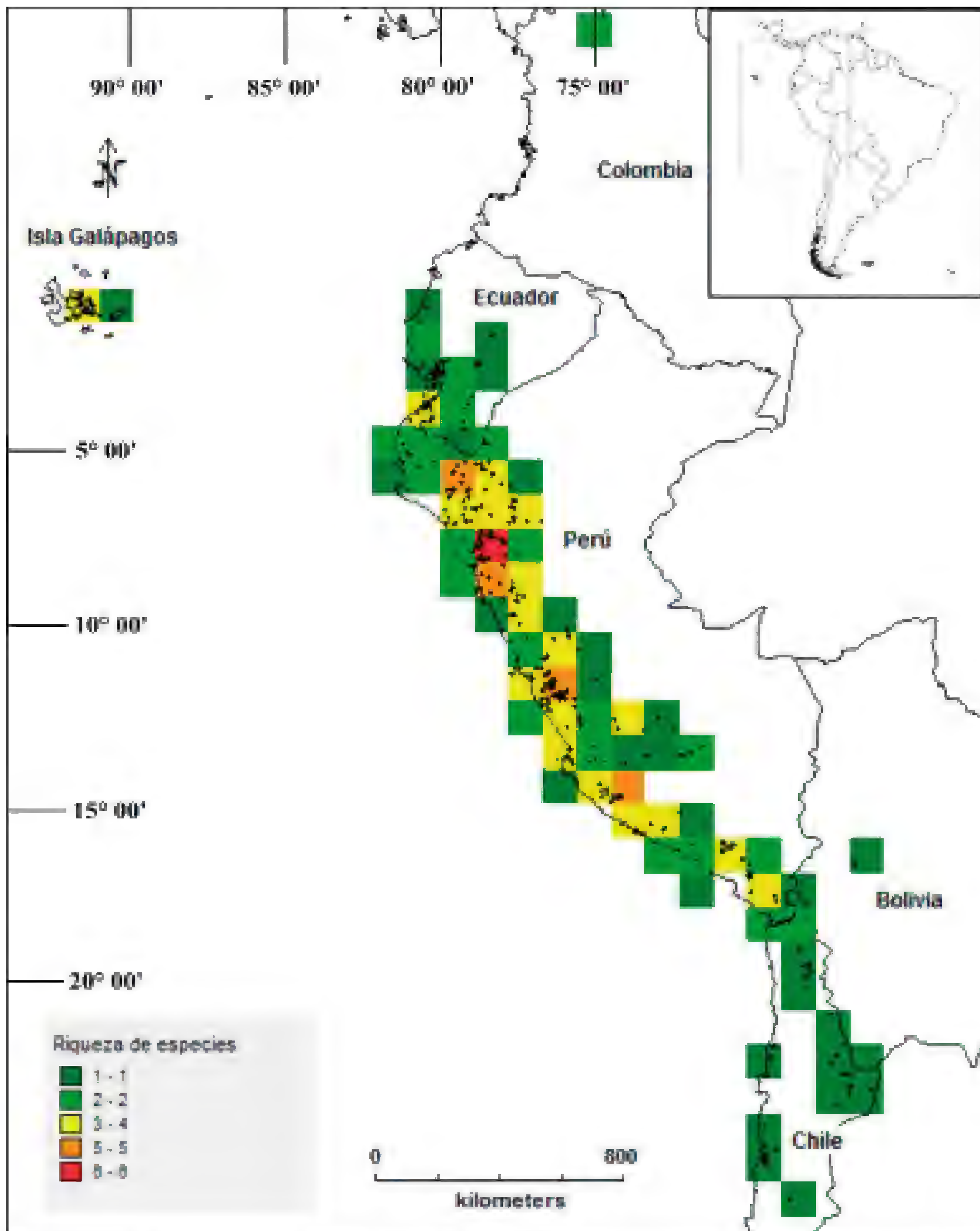


Fig. 2: Número de especies de "tomates silvestres" empleando una grilla con celdas de tamaño 100 x 100 km y una zona circular de radio 100 km.

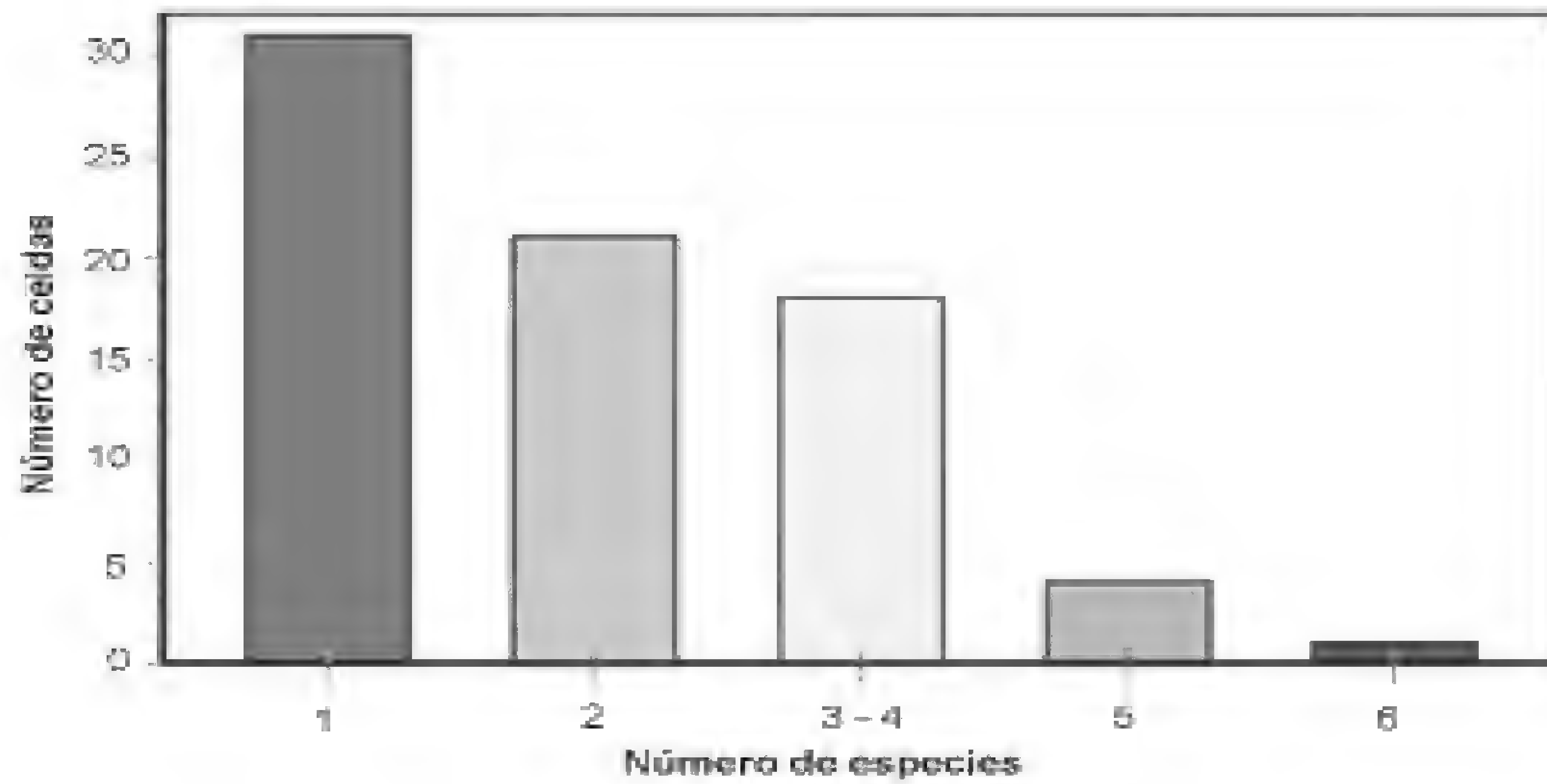


Fig. 3: Frecuencia del número de especies de tomates silvestres por celda de la grilla.

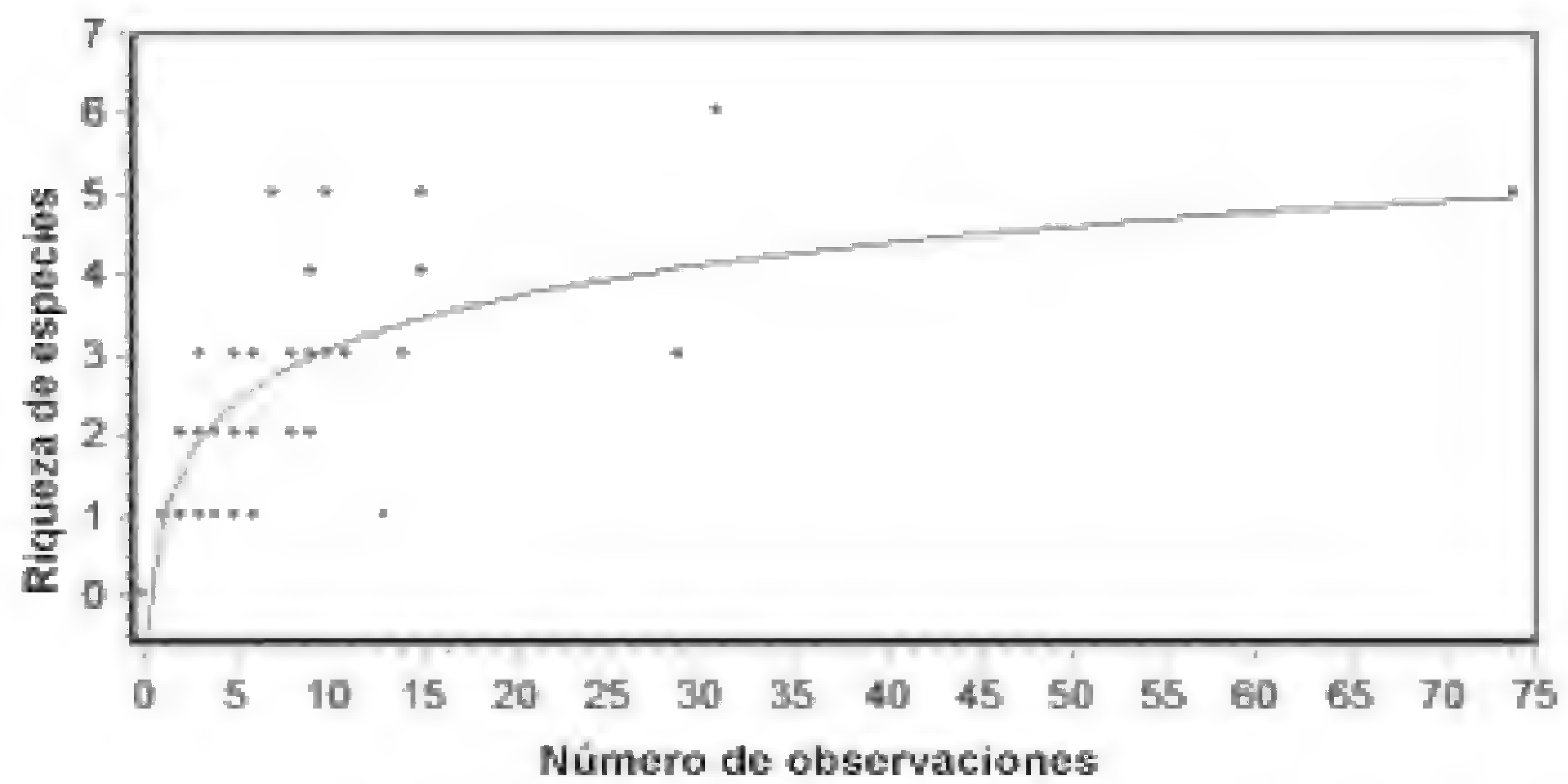


Fig. 4: Relación del número de especies con el número de observaciones por cada celda de la grilla. (obs.= 454). Línea de regresión y = 0.90+ 0.95ln(x), R^2= 0.581.

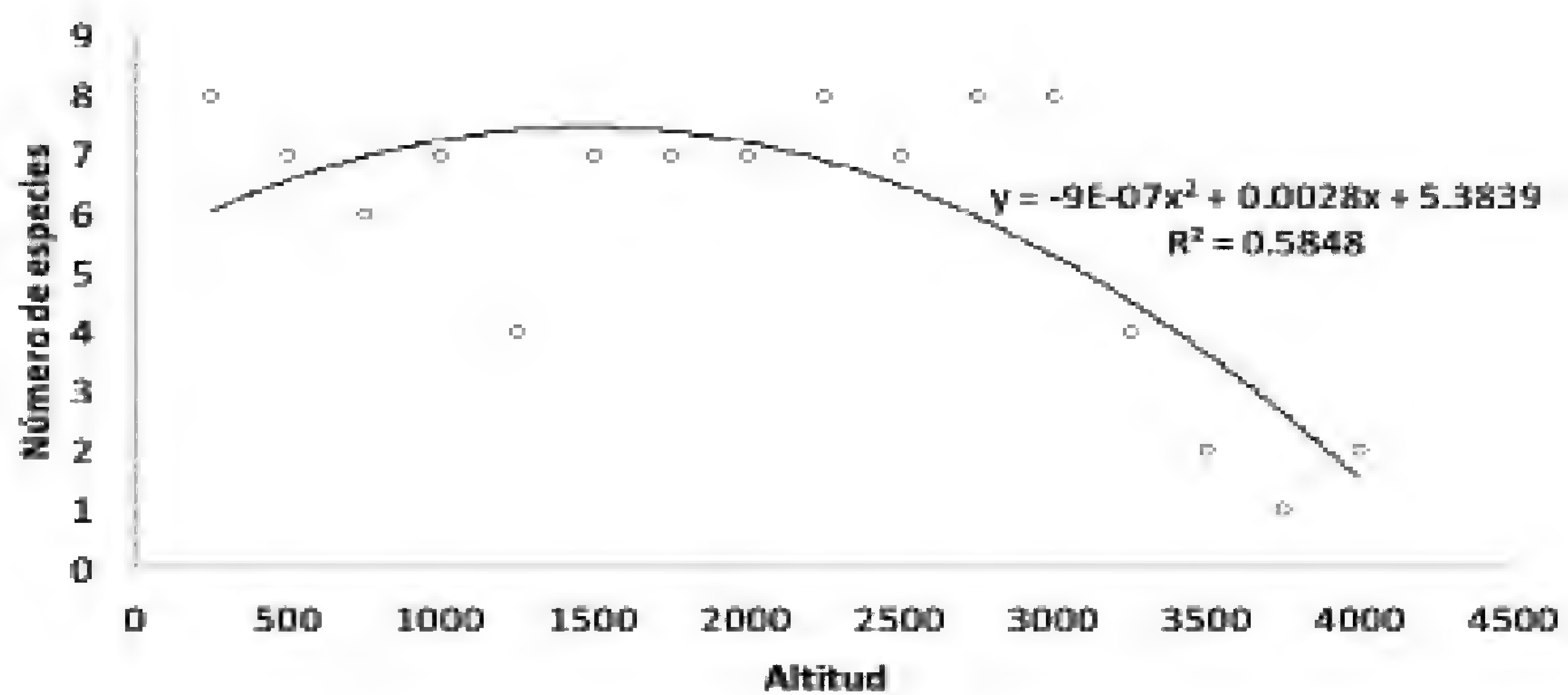


Fig. 5: Relación de la riqueza de especies con la altitud, cada punto representa el número de especies observadas en un rango altitudinal de 250 m de altitud. Línea de tendencia: $y = -9E\text{-}07x^2 + 0.0028x + 5.3839$, $R^2 = 0.5848$.

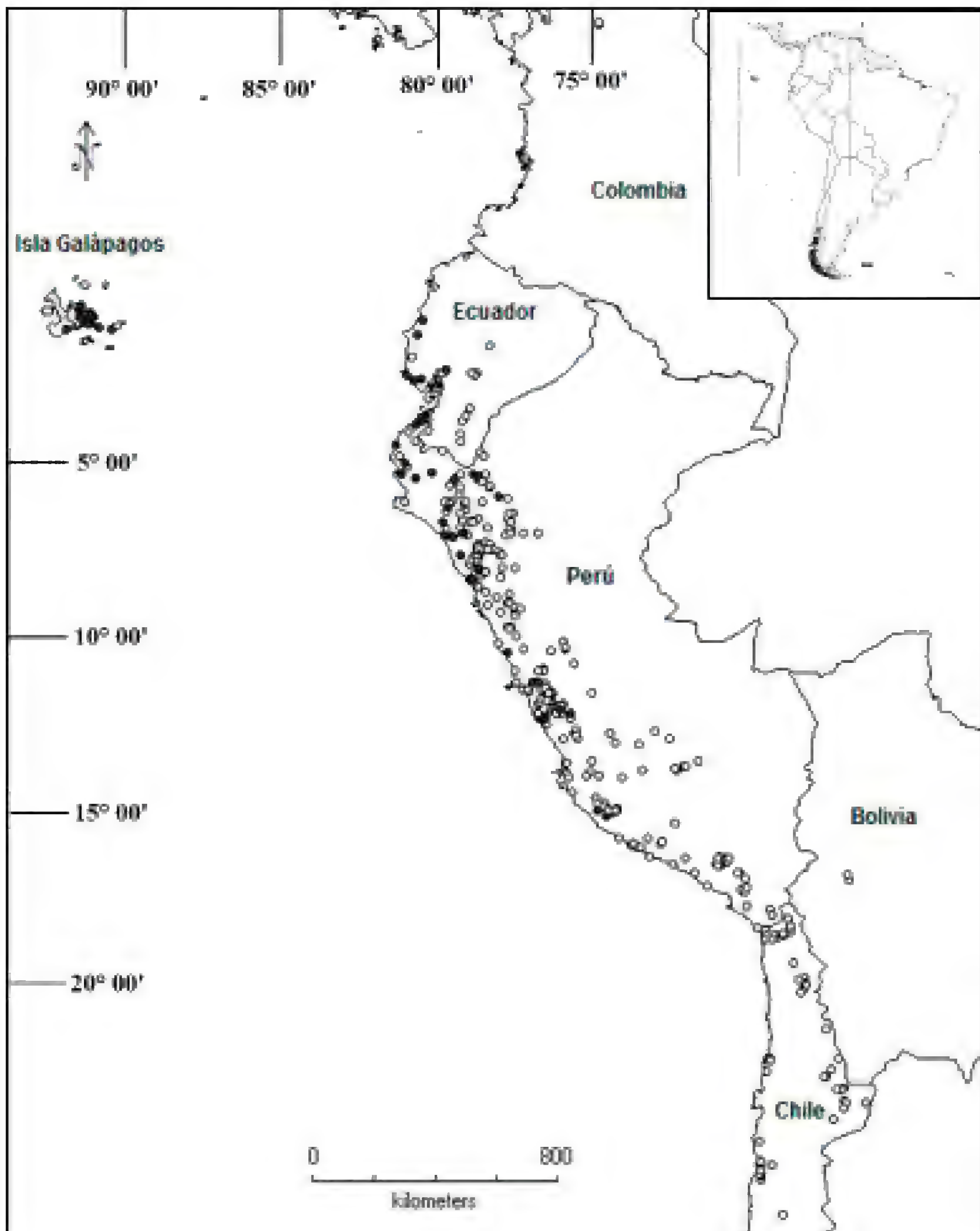


Fig. 6: Distribución de las especies de "tomates silvestres" según el color de fruto. El círculo negro agrupa a especies que presentan fruto liso y de color rojo-anaranjado; el círculo blanco representa a las especies que tienen el color verde, blanco o morado y a la vez pubescente.

Arnaldoa 20 (2): 315 - 358, 2013 ISSN: 1815-8242

Frutas silvestres con potencial vitamínico de los Andes Centrales de América.

Wild fruits with nutritional potential from the Central Andes of America



Segundo Leiva González, Mario Zapata Cruz, Guillermo Gayoso Bazán & Luis Chang Chávez

Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, Perú.
Segundo_leiva@hotmail.com / cleivag@upao.edu.pe / mazacruz@hotmail.com / ggayosoba@hotmail.com / lchangc@upao.edu.pe

Milagros Leiva Salinas

Facultad de Medicina Humana, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, Perú.

Resumen

En este trabajo se indaga sobre el conocimiento popular y el uso de las frutas silvestres con un potencial vitamínico endémicas de los Andes Centrales de América (Ecuador, Perú y Bolivia), utilizadas en la alimentación humana. Se registraron las especies de frutas, el lugar, época de recolección y forma de uso para cada una. Se entrevistaron a 30 informantes, los que mencionarón un total de 36 nombres locales de frutas silvestres. Muchas de las plantas con frutas silvestres son recolectadas en las cercanías de las casas y en el campo especialmente, después del invierno. Se describen e ilustran 83 especies de frutas silvestres nativas de los Andes Centrales de Perú, Ecuador y Bolivia, distribuídas en 30 géneros, y estos pertenecen a 11 familias. Las familias con el mayor número de especies destacan: Solanaceae (55 especies), Ericaceae (7 especies), Cactaceae (5 especies), y Caricaceae (3 especies), las demás, con dos y una especie. El género *Jaltomata,* con la mayoría de taxones, su mayor centro de diversidad en el mundo es el Norte del Perú. Todas las especies aquí reportadas poseen frutos comestibles por su exquisito sabor dulce y agradable.

Palabras clave: Frutas, potencial vitamínico, Andes centrales.

Abstract

This paper deals with the popular knowledge and use of endemic wild fruits used in human food with nutritional potential (vitamins), from the Central American Andes (Ecuador, Peru, and Bolivia). Fruit species name, provenance, harvest time and, use were recorded. We interviewed 30 informants who mentioned a total of 36 local names of wild fruits. Many plants with wild fruits are harvested in the vicinity of the houses and, especially in the field after winter. A total of 83 native wild fruits species are described and illustrated from the Central Andes of Peru, Ecuador and Bolivia, distributed in 30 genera and belonging to 11 families. The families containing the largest number of species are: Solanaceae (55 species), Ericaceae (7 species), Cactaceae (5 species), and Caricaceae (3 species); the remaining only with two or one species. The *Jaltomata* genus, with most edible fruit taxa, has the largest center of diversity in Northern Peru. All species here reported have edible fruits due to its exquisite sweet and pleasant taste.

Key words: Fruits, nutritional potential, Peru.

Introducción

La recolección de plantas silvestres alimenticias es una costumbre ancestral en el hombre, por lo que está muy arraigada culturalmente, ya que todavía contribuye a la subsistencia de muchas comunidades aborígenes de nuestro país (Meyer, 1938; Martínez-Crovetto, 1964; Arenas, 1982). Asimismo, la recolección de plantas silvestres puede estar influenciada por el aspecto socio-cultural propio de cada comunidad. Sin embargo, diversos factores han producido el abandono del uso tradicional de estas plantas (Martínez-Crovetto, 1964).

La dependencia del hombre de los productos vegetales para su alimentación, vestido, vivienda y salud, se ha acentuado desde las primeras civilizaciones. Esta relación no es estática; por una parte, el hombre continúa domesticando nuevas plantas (León, 1968), y por otra sigue encontrando o descubriendo nuevas especies de suma importancia para satisfacer sus necesidades alimenticias básicas (Leiva, *et al.*, 2008; Mione, *et al.*, 2007; 2008).

El ser humano ingiere como alimento, diversos tipos de compuestos, desde secreciones mamarias (leche) hasta cristales minerales (sal común) pasando por frutos, flores, semillas, tallos, hojas, raíces, algas, hongos, productos animales y sus derivados, como huevos y carnes. Todos

estos productos más o menos procesados, dan lugar a los miles de alimentos diferentes que se expenden en el mercado (Pamplona, 2004).

La especie humana, posee una gran capacidad de adaptación fisiológica a diversos tipos de alimentos. A pesar de ello, la ciencia de la nutrición nos muestra que existen ciertos alimentos que son prácticamente imprescindibles en una dieta, tal como las frutas, verduras y hortalizas frescas, porque son los más saludables e idóneos, puesto que su escasa ingesta pueden desencadenar algunas enfermedades, incluso crónicas. Se ha comprobado, especialmente en las frutas que, además de nutrientes, como cualquier otro alimento, presentan también dos tipos de compuestos que no están presentes en los alimentos de origen animal: a) *antioxidantes*, como la vitamina E y C, así como, B caroteno o provitaminas, flavonoides, ácido fólico y algunos oligoelementos o elementos traza, ayudando con ello, por ejemplo a evitar la arteriosclerosis y la tendencia a la trombosis, b) diversas sustancias fitoquímicas de acción curativa; de tal manera, que ambos actúan como verdaderos fármacos naturales (Pamplona, 2004).

En el Perú, se han domesticado desde épocas precolombinas cultivos y animales que hoy nutren y alimentan a la humanidad, como son la "papa" *Solanum tuberosum* (Solanaceae), el "olluco" *Ullucus tuberosus* (Basellaceae), la "mashua" *Tropaeolum tuberosusm* (Tropaeolaceae), la "oca" *Oxalis tuberosa* (Oxalidaceae), el "maíz" *Zea mays* (Poaceae), la "quinua" *Chenopodium quinoa*, la "cañihua" *Chenopodium pallidicaule* (Amaranthaceae), los "pallares" *Canavalia ensiformis* (Fabaceae), la "yuca" *Manihot esculenta* (Euphorbiaceae), el "camote" *Ipomoea batatas* (Convolvulaceae), el "algodón" *Gossypium barbadense* (Malvaceae), entre otras especies; la "llama" *Lama lama*, la "alpaca" *Lama pacos*, el "cuy" *Cavia porcellus*, entre otros. Se asume, debido a ello, que civilizaciones como los Chavin, Moche, Tiahuanaco, Wari e Inca contaron con expertos fitotécnistas que realizaban el mejoramiento genético de los cultivares para adaptarlos en todas las ecologías que tiene nuestro territorio. Sostenemos, que especies de plantas con flores, como: *Jaltomata ventricosa* "sogorome", *Iochroma salpoanun* "shiraque", *Vasconcellea candicans* "mito", *Solanum peruvianum* "tomatito silvestre", entre otras, fueron conocidas por los tempranos pobladores y Apus prehispánicos, como lo demuestran las representaciones en los ceramios y, debido al lugar donde han sido recolectadas, y utilizados en su alimentación como frutas frescas por los pobladores de la cultura Cupisnique, es decir, desde los 1200 aC. aprox. hasta la actualidad.

El género *Jaltomata* (Solanaceae), con el mayor número de especies con frutas comestibles que se presentan en éste trabajo, el Perú, y principalmente el Norte sea considerado el centro de distribución de este género, en la zona fitogeográfica de alta riqueza endémica Amotape-Huancabamba (Weingend, 2002, 2004).

El objetivo general es:

- Indagar sobre el conocimiento popular y el uso efectivo de frutas silvestres endémicas con potencial vitamínico, utilizadas en la alimentación humana en los Andes Centrales de América.

- Los objetivos específicos son:

a. registrar el conocimiento de las plantas silvestres con frutas que poseen los pobladores rurales especialmente de la región andina del Perú, Ecuador y Bolivia.

b. determinar cuáles son las frutas

silvestres de uso actual,

c. conocer el lugar, la época y el modo de recolección para cada una de las especies.

Material y métodos

Obtención de datos

La información se recopiló durante las visitas realizadas a las áreas de estudio generalmente entre los meses de febrero a junio, desde 1992 hasta la actualidad. La obtención de los datos referente con el conocimiento y el uso de plantas silvestres con frutas comestibles, se realizó trabajando con parámetros cualitativos, a través de entrevistas no estructuradas a 30 informantes previamente seleccionados entre las personas de los lugares de estudio. Los entrevistados fueron las personas de mayor edad preferentemente, por tener amplio conocimiento sobre las plantas silvestres con frutas comestibles; para las entrevistas se hizo mediante la fuente oral. Se les aplicó una guía de preguntas abiertas, la que proporciona una excelente ayuda para tomar datos. El cuestionario utilizado como guía para las entrevistas, fue elaborado teniendo en cuenta los objetivos de éste trabajo: el registro de los datos se efectuó mediante las notas que se hizo en el campo.

Para las identificaciones de las especies se consultaron, siempre que fue posible, los tipos nomenclaturales y/o fotótipos y, en todos los casos, las descripciones originales a nuestro alcance. Asimismo, para la confirmación de los Nombres Científico y el nombre de los autores de las especies se consultaron dos bases de datos electrónicos: www.The Plant List, y www.tropicos.org, Brako & Zaucchi, 1993

Área de estudio

Para estimar el área de distribución actual de las especies aquí estudiadas, se recorrió los andes y valles interandinos de los Departamentos, Provincias, Cantones, Distritos, especialmente los que se ubican en la cordillera, (Ecuador, Perú y Bolivia), desde Febrero de 1992 hasta la actualidad. Todas las recolecciones anteriores proceden de estas regiones concentrando las exploraciones en los lugares de menor número de indivíduos. Los Departamentos donde se distribuyen las especies se nombran en orden alfabético y usando siglas.

Ejemplares idóneos

Para cada especie se presenta la descripción de los caracteres exomorfológicos más relevantes, se indica su distribución geográfica, ecología, nombres populares y los usos. Se tomaron fotografías de cada especie con cámara fotográfica Ricoh y rollo Kodak, ASA 400, así también, con cámara digital Panasonic (lumix) 30X y 16 megapixceles. Los 5 ó 6 ejemplares recolectados de cada especie se adecuaron cuidadosamente en los periódicos (camisetas) debidamente catalogados, se acomodaron en la prensa botánica. En el Museo de Historia Natural de la Universidad Privada Antenor Orrego, se procedió al secado en estufa eléctrica artesanal, después, se realizó el montaje de un ejemplar acompañado de su etiqueta con la información correspondiente, luego ingresada oficialmente como una muestra científica en el record del Herbario Antenor Orrego (HAO); los demás ejemplares se distribuyeron a los herbarios nacionales como extranjeros para su verificación en la identificación correspondiente.

Resultados

Los resultados que se presentan seguidamente se basan en una investigación

de naturaleza botánica (sistemática) que etnográfica. Por lo tanto, se puso énfasis en el uso que le dá la población en éstas áreas geográficas. Los informantes mencionaron un total de 36 nombres locales de plantas silvestres endémicas con frutas conocidas como aptas para la alimentación humana, las que corresponden a 11 familias, pertenecientes a 30 géneros con un total de 83 especies, ordenadas alfabeticamente por familias, géneros y especies. Cabe indicar, en cuanto a su recolección es directamente a mano. En algunos casos no suelen ser llevados a sus casas, sino consumidas directamente *in situ*. Después de realizado los análisis de las colecciones arribamos a los siguientes resultados:

ADOXACEAE (ADOXSÁCEAS)

Adoxaceae E. Meyer ***(=Caprifoliaceae, Sambucaceae):*** Familia con 4 géneros y una 225 especies de las regiones calurosas y tropicales del mundo

***Sambucus* L.** género con unas 9 especies de regiones tropicales y subtropicales del mundo; en el Perú habitan una 16 especies

-Sambucus peruviana Kunth "saúco"(Fig. 1. A)

Árbol de unos 8-10 m de alto, flores blancas reunidas en cimas en el extremo de las ramas. Bayas negras a la madurez.

***Habitat*:** En los andes, entre los 2000-4000 m de elevación

***Distribución*:** Se distribuye en los Dpto. AM, CA, CU, HU, LI, LL, PA

***Usos*:** Las bayas maduras son agradables y jugosas, es por ello, que son consumidas por los pobladores especialmente por los niños. También, se elaboran jugos.

CACTACEAE (CACTÁCEAS)

Cactaceae Juss: Familia con 118 géneros y unas 1210 especies de regiones secas y xerofíticas del nuevo mundo; en el Perú habitan 40 géneros (11 son géneros endémicos) y unas 253 especies (de estas 188 son especies endémicas).

-Cleistocactus fieldianus (Britton & Rose) D. R. Hunt (Fig.1. B-C).

Arbusto suculento o craso de 0.70-1 m de alto. Tallos cilíndricos con las costillas longitudinales. Bayas amarillentas a la madurez.

Hábitat: En laderas secas, arenosas, pedregosas, entre los 500-2000 m de elevación.

Distribución: Hasta el momento recolectada en la Prov. Casma, en el Dpto.: AN.

Especie endémica del Perú

Usos: Las bayas son consumidas como frutas frescas por su exquisito sabor.

Cleistocactus* Lem.** (=Borzicactus*** Riccob.): Género con 32 especies desde el Perú –Bolivia hasta el Norte de Argentina, Paraguay y Uruguay. En el Perú viven unas 18 especies, de estas, 12 son endémicas

-Cleistocactus fieldianus (Britton & Rose) D. R. Hunt subsp. ***samnensis*** (F. Ritter) Ostolaza "chimbil" (Fig. 1. D-E)

Arbusto suculento de 0,80-1,20 de alto. Flores lilas, grandes, que se ubican en las partes distales de los tallos. Bayas amarillentas a la madurez.

***Hábitat*:** En laderas y valles especialmente en las vertientes occidentales de los Andes, entre los 1000-2000 m de elevación.

***Distribución*:** Se distribuye en los Dptos. AN, CA, LL.

Es una especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas a la madurez son consumidas como frutas frescas, por su sabor acidulce.

-Haageocereus pacalaensis Backeb. "chimbil" (Fig. 1. F)

Arborescente de unos 60-80 cm de alto. Tallos cilíndricos con varias costillas longitudinales. Flores rojas, grandes que se ubican en los extremos apicales de los tallos. Bayas negras con la pulpa cremoso-blanquecino a la madurez.

Hábitat: Crece en lomas, áreas rocosas y desérticas, entre los 200-2000 m de elevación.

Distribución: Se distribuye en los Dptos.: AN, CA, LA, LL.

Es una especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas acidulces son consumidas especialmente por los pastores, porque son agradables y apetitosas.

-Opuntia quitensis F. A. C. Weber "marame" (Fig. 1. G-H)

Arborescentes de unos 60-70 cm de alto, tallos aplanados (=cladodio). Flores rojas en los bordes de los cladodios. Bayas verdes a la madurez.

Hábitat: Viven en lomas, laderas secas, pedregosas y con arbusto, entre 200-2900 m de elevación.

Distribución: Se distribuye en los Dptos.: AM, AP, CA, LA, LL.

Usos: Sus bayas con la pulpa de color verde, son agradables, jugosas y son consumidas como frutas frescas.

Opuntia Mill. (Excluye *Austrocylindropuntia, Brasiliopuntia, Consolea, Cylindropuntia, Corynopuntia, Cumulopuntia, Nopalea y Tephrocactus*) con unas 46 especies, distribuidas desde los Estados Unidos, las Islas Galápagos hasta el Estrecho de Magallanes en América del Sur. En el Perú habitan unas 29 especies, de ellas 13 son endémicas.

-Weberbauerocereus winterianus F. Ritter "chimbil" (Fig. 2. A)

Arborescente de unos 3-4 m de alto. Tallos cilíndricos con varias costillas longitudinales. Flores blancas, grandes que se ubican en los extremos apicales de los tallos. Bayas rojisas con la pulpa cremoso-blanquecino a la madurez.

Hábitat: Crece en lomas, áreas rocosas y desérticas en las vertientes occidentales, entre los 1000-2000 m de elevación.

Distribución: Se distribuye en los Dptos.: AN, LL.

Es una especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas acidulces son consumidas especialmente por los pastores, porque son agradables y apetitosas.

Weberbauerocereus Backeb. (= *Haageocereus*) Consta entre unas 5-8 especies endémicas de Perú.

CARICACEAE (CARICÁCEAS)

Caricaceae Dumort: Familia con 6 géneros y unas 34 especies de regiones tropicales y calurosas de América y de Africa tropical. En el Perú, habitan 3 géneros y unas 14 especies, de estas 4 son endémicas.

-Carica candicans A. Gray "mito", "papaya silvestre", "odeque" (Fig. 2. B)

Arbolillo de unos 4-5 m de alto, latescente, con un látex blanco. Flores unisexuales, en racimos. Bayas amarillas a la madurez.

Hábitat: Crece en lomas de la costa y laderas medias de los andes, entre los 300-

3000 m de elevación.

Distribución: Recolectada solamente en los Dptos.: AR, AY, CA, IC, LI, LL, MO, PI.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son consumidas como frutas frescas por su aroma, por su exquisito sabor; asimismo, en algunos lugares preparan jugos.

-Carica monoica Desf. "papaya silvestre" (Fig. 2. C)

Hierba o arbusto (a veces cultivado) de 2-2,50 m de alto, con látex blanco, flores unisexuales, en racimos. Bayas rojo-anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en bordes de caminos, bosque, a veces cultivado en huertas de las casas en lo andes o selva alta, entre los 500-2500 m de elevación.

Distribución: Recolectada solamente en los Dptos.: AM, CA. HU, PA.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas recolectadas, son consumidas después de someterlo dentro de un depósito con agua por una noche, al siguiente dia se preparan mermeladas, Su sabor es exquisito.

-Vasconcellea weberbaueri (Harms) V. M. Vadillo "toronche" (Fig. 2. D-E)

Arbusto o árbol de unos 4-5 m de alto, latescente, látex blanco. Flores verdo-amarillentas, reunidas en racimos. Bayas amarillentas a la madurez.

Hábitat: Crece en los valles interandinos, en laderas, entre los 1500-2000 m de elevación.

Distribución: Recolectada solamente en los Dptos.: AM. CA, LL.

Es una especie endémica del Perú.

Usos: La bayas son consumidas como frutas frescas, por su exquisito sabor, olor y aroma, especialmente por los pastores.

Vasconcellea A. St.-Hill. (= *Carica*): Género con 20 especies de América tropical; en el Perú habitan 11 especies, de estas 4 son endémicas.

EPHEDRACEAE (EFEDRÁCEAS)

Ephedraceae Dumort: Familia con un género: *Ephedra* L. y este con unas 40 especies del hemisferio norte y oeste de Sudamérica. En el Perú habita una sola especie.

-Ephedra americana Humb. & Bonpl. ex Willd. "pinco pinco" o "Diego López" (Fig. 3. A)

Arbusto pequeño de 30-40 cm de alto. Flores amarillentas. Bayas rojas a la madurez.

Hábitat: Crece especialmente entre zonas rocosas, laderas, entre los 200-4500 m de elevación.

Distribución: En los Dptos.: AM, AN, AP, AR, AY, CA, CU, HU, HV, JU, LI, LL, MO, TU, TA.

Usos: Las bayas son consumidas especialmente por los niños pastores por su agradable sabor.

ERICACEAE (ERICÁCEAS)

Ericaceae Juss. (Incluye: Empetraceae, Epacridaceae, Monotropaceae, Pyrolaceae). Con unos 117 géneros y unas 3850 especies cosmopolitas, especialmente en los bosques tropicales. Excepto los desiertos.

-Cavendishia punctata (Ruíz & Pav. ex J. St. Hil.) Sleumer (Fig. 3. B)

Arbusto de unos 0,80-1 m de longitud, flores rojas. Bayas rosada-rojisas a la madurez.

Hábitat: Crece en bordes de carreteras, caminos, en los bordes de bosques. 1000-2500 m de elevación.

Distribución: En los Dptos.: HU, JU, PA.

Es una especie endémica del Perú

Usos: Las bayas son consumidas especialmente por los niños por su agradable sabor.

Cavendichia Lindl. Género con unas 118-125 especies de América tropical. En el Perú habitan unas 10 especies, de ellas, una especie es endémica.

-Disterigma empetrifolium (Kunth) Nied. (Fig. 3. C)

Arbusto de 25-40 cm de alto. Flores rosadas.

Hábitat: Crece en bordes de acequias, laderas entre rocas, caminos. 2500-4500 m de elevación.

Distribución: En los Dptos.: AM, CA, JU, PA. SM.

Es una especie no endémica del Perú

Usos: Las bayas son consumidas especialmente por los niños por su agradable sabor.

-Disterigma humboldtii (Klotzsch) Nied. (Fig. 3. D)

Arbusto de 60-80 cm de alto. Flores blanco-cremosas.,

Hábitat: Crece en bordes de acequias, caminos, áreas inundadas, borde de bosques. 2500-3000 m de elevación.

Distribución: En los Dptos.: PA.

Es una especie endémica del Perú

Usos: Las bayas son consumidas especialmente por los niños por su agradable sabor.

Disterigma (Klotzsch) Niedenzu. Género con 35-39 especies de regiones tropicales de los andes. En el Perú habitan unas 8 especies, de ellas 2 son especies endémicas.

-Gaultheria erecta Vent. "mullaca" (Fig. 3. E)

Arbusto de 25-40 cm de alto. Flores rosadas.

Hábitat: Crece en bordes de acequias, laderas entre rocas, caminos. 2500-4500 m de elevación.

Distribución: En los Dptos.: AM, AP, AY, CA, CU, HU, HV, JU, LL, PA. PI, PU, SM.

Es una especie distribuida en los Andes.

Usos: Las bayas son consumidas especialmente por los niños por su agradable sabor.

-Gaultheria myrsinoides Kunth "mullaca" [Sinónimo: *Pernettya prostrata* (Cav.) Sleumer] (Fig. 3. F)

Arbusto de 25-40 cm de alto. Flores blancas.

Hábitat: Crece en bordes de acequias, laderas entre rocas, caminos. 2500-4500 m de elevación.

Distribución: En los Dptos.: CA, PA.

Es una especie no endémica del Perú

Usos: Las bayas son consumidas especialmente por los niños por su agradable sabor.

Gaultheria **Kalm.** Ex L. (Incluye: *Diplycosia, Pernettya*). Género con unas 134 especies de Malasia, Este de Asia, Australia Norte América y Sud América. En el Perú viven unas 13 especies; ninguna es endémica.

-Psammisia ulbrichiana Hoerold (Fig. 3. G)

Arbusto de 1,30-1,50 m de longitud, flores rojas, bayas moradas a la madurez.

***Hábitat*:** Crece en bordes de carreteras, caminos, bosques. 1000-2200 m de elevación.

***Distribución*:** En los Dptos.: AM, CU, HU, JU. PA.

Es una especie no endémica del Perú

Usos: Las bayas son consumidas especialmente por los niños por su agradable sabor.

Psammisia Klotzsch**.** Género con unas 60 especies de América tropical. En el Perú habitan unas 7 especies, de ellas, dos son endémicas.

-Vaccinium floribundum Kunth "Mullaca" "pushgay" (Fig. 3. H)

Arbusto de 0,70-1 m de alto. Flores rojas la superficie adaxial y blanco-cremosas la superficie abaxial, o blanco-cremosa el área basal y rojas el área distal. Bayas negras a la madurez.

***Hábitat*:** Crece en bordes de acequias, caminos, borde de bosques, áreas húmedas. 2500-4500 m de elevación.

***Distribución*:** En los Dptos.: AM, AN, AP, CA, CU, HU, JU, LA, LL, LOJ, PA, PI, PU, QUI,SM.

Es una especie que se distribuye en los andes.

***Usos*:** Las bayas son consumidas especialmente por los niños por su agradable sabor.

Vaccinium L**.** Género con unas 140 especies circunscritas a las áreas templadas del polo norte. Norte América, Indomalaya, sur este de África, y América tropical. En el Perú, habitan unas 9 especies, de ellas, 5 son endémicas.

GROSSULARIACEAE (GROSULARIÁCEAS)

Grossulariaceae DC**.** Familia constituida por un género y unas 200 especies, de las regiones templadas del Norte de los Andes. En el Perú, habitan unas 15 especies, de ellas 9 son endémicas.

-Ribes weberbaueri Jancz**.** (Fig. 4. A)

Arbusto de 0,60-1,20 m de alto, flores rosadas a cremosas. Bayas rojas a la madurez.

***Hábitat*:** Crece en los Andes, áreas boscosas, pajonales, laderas entre rocas, caminos. 3500-4500 m de elevación.

***Distribución*:** En los Dptos.: AN, CA, LL.

Es una especie que no es endémica del Perú

***Usos*:** Las bayas son consumidas especialmente por los niños por su agradable sabor.

MYRTACEAE (MIRTÁCEAS)

Myrtaceae Juss**.** Familia constituida por 131 géneros y unas 5505 especies, de las regiones tropicales, calurosas y templadas especialmente de Australia. En el Perú habitan 20 géneros con unas 165 especies, de estas 52 son endémicas.

-Eugenia quebradensis Mc Vaugh "gashmin" (Fig. 4. B)

Arbustos o pequeños árboles hasta unos 5-6 m de alto. Flores rojisas, reunidas en grupos de a 4. Bayas atropurpúreas a la madurez.

***Hábitat*:** Crece en lugares rocosos y secos, entre los 1500-2300 m de elevación.

***Distribución*:** Ha sido recolectada en las Prov. Contumazá y Ferreñafe, en los Dptos.

CA, LA.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las frutas se consumen al estado fresco, son dulces y buen sabor, son buscados por la población, especialmente pastores. También preparan mermeladas, y últimamente están elaborando vinos.

Eugenia **L.** Género con cerca de 950 especies de regiones tropicales. En el Perú, habitan unas 55 especies; de estas, 18 son endémicas.

-Psidium guajava **L.** "guayaba" (Fig. 4. C-D)

Árbol de 6-8 m de alto. Flores se ubican en las ramas terminales. Bayas amarillas a la madurez.

Hábitat: Crece en las zonas bajas de los andes, en suelos húmedos, arenosos, entre los 0-1500 m de elevación.

Distribución: En los Dptos. AM, CU, HU, JU, LL, LO, SM.

Usos: La bayas son consumidas como frutas frescas por su extraordinario sabor, aroma y exquisitez.

Psidium L. Género con cerca de 70 especies de regiones tropicales de América. En el Perú, habitan unas 8 especies; de estas 3 son endémicas.

PASSIFLORACEAE (PASIFLORÁCEAS)

Passiflorceae Juss. ex Roussel (Incluye Malesherbiaceae y Turneraceae): consta de 25 géneros y unas 725 especies, propias de las regiones tropicales y calurosas de América. En el Perú habitan 3 géneros y unas 95 especies; de estas 35 son endémicas.

-Passiflora foetida L. "granadilla de culebra" (Fig. 4. E-F)

Planta trepadora o rastrera de 1-1,50 m de longitud. Flores blancas, solitarias, sostenida por pedúnculos. Bayas amarillentas externamente y también la pulpa a la madurez.

Hábitat: Crecen especialmente en las área bajas, asociadas con arbustos, entre los 0-2500 m de elevación.

Distribución: En los Dptos.; AM, AR, CA, CU, HU, HV, LA, LI, LL, LO, MD, PI, SM, TU, UC.

Usos: Las bayas amarillentas son consumidas como frutas frescas por los pobladores, por su exquisito sabor.

-Passiflora peduncularis **Cav.** "poro poro" "puro puro" (Fig. 4. G-H)

Plantas trepadoras de 1,5-2,5 m de longitud. Flores blancas, solitarias, sostenidas por un largo pedúnculo. Bayas amarillas externamente y también la pulpa a la madurez.

Hábitat: Crecen en las áreas altas de los andes, asociada con arbustos, entre los 2500-3500 m de elevación.

Distribución: En los Dptos.: AN, AY, HV, LI, LL, MO.

Es una especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas amarillas son consumidas como frutas frescas por su agradable sabor, aroma y exquisitez.

Passiflora L. Género con 430 especies, propias de las regiones tropicales y calurosas de América. En el Perú habitan unas 90 especies; de estas 27 son endémicas.

POLYGALACEAE (POLIGALÁCEAS)

Polygalaceae Hoffmsgg. & Link. (Incluye a Xanthophyllaceae; excluye a Emblingiaceae) Familia constituida por 19 géneros y unas 925 especies sub cosmopolitas. En el Perú habitan 6 géneros

y unas 100 especies; de estas 53 son endémicas.

-Pteromonnina macrostachya (Ruiz. & Pav.) B. Eriksen "moradilla" "negritos" (Fig. 5. A)

Arbusto de 0.80-1,20 m de alto. Flores moradas dispuestas en racimos. Bayas moradas a la madurez.

***Hábitat*:** Crece en laderas, asociadas con arbustos, entre los 2000-3500 m de elevación.

***Distribución*:** En los Dptos.: AN, AR, AY, CA, HU, LI, LL, MO.

Es una especie endémica del Perú.

***Usos*:** Las bayas moradas son consumidas como frutas frescas por los pobladores, por su exquisito sabor.

-Pteromonnina pterocarpa (Ruiz & Pav.) B. Eriksen "moradilla" "negritos" (Fig. 5. B)

Hierba o Arbusto de 0.70-1 m de alto. Flores moradas dispuestas en racimos. Bayas moradas a la madurez.

***Hábitat*:** Crece en laderas, asociadas con arbustos, entre los 50-2000 m de elevación.

***Distribución*:** En los Dptos.: AN, CA, IC. LI, LL, PI, TU.

Es una especie endémica del Perú.

***Usos*:** Las bayas moradas son consumidas como frutas frescas por los pobladores, por su exquisito sabor.

Pteromonnina Eriksen (Incluye a *Monnina*). Género con unas 19 especies, y se distribuye desde Nuevo México hasta los Andes y llegando a Chile. En el Perú, habitan unas 10 especies, de estas 5 son endémicas.

ROSACEAE (ROSÁCEAS)

Rosaceae Juss. (Excluye Guamatelaceae, Quillajaceae): Familia con 85 géneros y unas 3 000 especies sub cosmopolitas. En el Perú habitan 24 géneros y unas 112 especies; de estas 20 son endémicas.

-Duchesnea indica (Jacks.) Focke "fresa de campo" (Fig. 5. C)

Hierba de 20-40 cm de alto. Flores blancas. Bayas rojas a la madurez.

***Hábitat*:** Vive en laderas húmedas, borde de caminos, entre los 2000-2500 m de elevación.

***Distribución*:** En los Dptos.: AM, CA, CU.

Especie introducida a los andes.

***Usos*:** Las bayas son consumidas preferentemente por los niños pastores, por su agradable sabor.

Duchesnea Sm**.** Género con 3 especies para el mundo. En el Perú habita una sola.

-***Margyricarpus pinnatus*** (Lam.) Kuntze "perlilla" (Fig. 5. D)

Hierbas leñosas, postrada, de 10-15 cm de longitud. Flores blancas o cremosas. Bayas blancas a la madurez.

***Hábitat*:** Vive en laderas arenosas, secas, entre los 2500-4000 m de elevación.

***Distribución*:** En los Dptos.: AR, CA, CU, HU, JU, LL.

***Usos*:** Las bayas son consumidas preferentemente por los niños pastores, por su agradable sabor.

Margyricarpus Ruiz & Pav. (Incluye a *Tetraglochin*): Género con 2-8 especies de los Andes, sur de Brasil y Uruguay. En el Perú habita una sola especie.

-Rubus floribundus Kunth (Sinónimo: *Rubus robustus* C. Presl) "zarza" (Fig. 5. E)

Arbusto de 2,5-3,5 m de alto, espinosos. Flores blancas o rosadas, dispuestas en

racimos en las ramas terminales. Bayas rojo-oscuro a la madurez.

***Habitat*:** Crece en laderas, bordes de caminos, cercos de chacras, asociada con arbustos, entre los 500-4500 m de elevación.

***Distribución*:** En los Dptos.: AM, AN, AY, CA, CU, HU, JU, LA, LL, PA, PI, PU.

***Usos*:** Las bayas son consumidas por los pobladores por su exquisito sabor y aroma.

-Rubus rosifolius Sm. ex Baker "frutilla", "fresa silvestre" (Fig. 5. F)

Arbusto de 40-70 cm de alto, espinosos. Flores blancas, dispuestas en racimos en las ramas terminales. Bayas rojo-oscuro a la madurez.

***Habitat*:** Crece en laderas, bordes de caminos, cercos de chacras, asociada con arbustos, entre los 1500-2500 m de elevación.

***Distribución*:** En el Dpto.: PA,

Especie introducida al Perú

***Usos*:** Las bayas son consumidas preferentemente por los niños, por su agradable sabor

Rubus L. Género con unas 250 especies cosmopolitas. En el Perú habitan 18 especies; de estas 3 son endémicas.

SOLANACEAE (SOLANÁCEAS)

Solanaceae Juss. Familia con 98 géneros y unas 2715 especies sub cosmopolitas y regiones tropicales de América. En el Perú habitan 42 géneros y unas 600 especies; de estas 227 son endémicas.

-Acnistus arborescens (L.) Schltdl. "lusaque" "chimulala" (Fig. 6. A-B)

Arbusto de 3-5 m de alto. Flores cremosas, en fascículos sobre braquiblastos. Bayas amarillo- anaranjado a la madurez.

***Hábitat*:** Crece en lugares húmedos preferentemente en las áreas bajas, asociada con arbustos, entre los 0-2500 m de elevación.

***Distribución*:** En los Dptos.: AM, AN, CA, HU, LA, LI, LL, LO, SM, TU.

***Usos*:** Las bayas son consumidas por los pobladores por su agradable sabor.

Acnistus Schott. Género con una especie de regiones tropicales de América. En el Perú habita la única especie.

-Iochroma edule S. Leiva. "shiraque" "lusaque" (Fig. 6. C)

Arbusto de 1,5-2 m de alto, ampliamente ramificado. Flores rojo-anaranjado, en fascículos en los braquiblastos de las ramas. Bayas amarillas a la madurez.

***Habitat*:** Crece en laderas, bordes de caminos, carreteras, chacras, riachuelos, prefiere suelos pedregosos, entre los 2500-2800 m de elevación.

***Distribución*:** Solo se ha recolectado en la Prov. Otuzco, Dpto.: LL.

Especie endémica del Perú.

***Usos*:** Las bayas son consumidas por los pobladores en las áreas de recolección, por su agradable sabor.

Iochroma Benth. Género con unas 33 especies de regiones tropicales de América del Sur. En el Perú, habitan unas 23 especies; de estas, 19 son endémicas.

-Jaltomata aypatensis S. Leiva, Mione & Quipuscoa "suburrión" (Fig. 6. D)

Hierbas o arbustos de 50-80 cm de alto, ampliamente ramificados. Flores blancas, dispuestas en umbelas axilares. Bayas anaranjado-rojizas a la madurez.

***Hábitat*:** Crece en áreas húmedas con abundante humus, bordes de carreteras, cercos de chacras, alrededores de casas,

entre los 2500-2660 m de elevación.

***Distribución*:** Solo se ha recolectado en el Cerro Aypate y entrada al bosque Cuyas en el Dpto: PI.

Especie endémica del Perú.

***Usos*:** Las bayas son consumidas por los pobladores por ser agradables y apetitosas.

Jaltomata **Schltdl.** (Incluye *Hebecladus*): Género con unas 65 especies de las regiones tropicales y calurosas de América. En el Perú, crecen unas 46 especies; de estas 35 son endémicas.

-Jaltomata auriculata (Miers) Mione "tomatito"(Fig. 6. E)

Arbusto de 60-80 cm de alto, flores blanco-cremosas, bayas rojas a la madurez.

***Hábitat*:** Crece en lugares húmedos, áreas arenosas, en bordes de carreteras, entre los 2000-2750 m de elevación.

***Distribución*:** Habita desde Colombia hasta Perú. Dpto.: CU, PI.

Especie endémica de los Andes.

***Usos*:** Las bayas son consumidas como frutas frescas por su exquisito sabor.

-Jaltomata bernardelloana S. Leiva & Mione "sogorome de castilla" (Fig. 6. F-G)

Arbusto de 1-2 (-5) m de alto, ampliamente ramificado. Flores moradas dispuestas en umbelas axilares. Bayas rojo-anaranjadas a la madurez.

***Hábitat*:** Crece en lugares húmedos, prefiere riachuelos, bordes de caminos y carreteras, entre los 2300-2750 m de elevación.

***Distribución*:** Se ha recolectado solamente en el Distrito de Salpo, en el Dpto.: LL.

Especie endémica del Perú.

***Usos*:** Las bayas son consumidas como frutas frescas por su exquisito sabor.

-Jaltomata bicolor (Ruiz & Pav.) Mione (Fig. 6. H)

Arbusto de 1-1,30 m de alto, flores lilas-intenso en la base y verde en el área distal. Bayas anaranjadas a la madurez.

***Hábitat*:** Crece en lugares húmedos, prefiere riachuelos, bordes de caminos y carreteras, entre los 3000-4500 m de elevación.

Distribución: Se ha recolectado en los Dpto.: AN, LI.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son consumidas como frutas frescas por su exquisito sabor.

-Jaltomata biflora (Ruiz. & Pav.) Benitez (Fig. 6. I)

Arbusto de 1-1,40 m de alto, ampliamente ramificado. Flores verdosas se disponen en umbelas de dos flores. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en lugares húmedos, bordes de carreteras, caminos chacras acequias, prefiere suelos arcillosos, entre los 2600-2700 m de elevación.

Distribución: Recolectada solamente en los alrededores del poblado de Huasa Huasy, en el Dpto. JU.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son consumidas como frutas por los pobladores, por su agradable sabor.

-Jaltomata cajacayensis S. Leiva & Mione (Fig. 7. A)

Hierba de 60-80 cm de alto. Ampliamente ramificado. Flores cremosas con un tenue anillo lila interiormente, dispuestas en

umbelas axilares. Bayas anaranjadas a la madurez.

***Hábitat*:** Crece en los bordes de carreteras, chacras, acequias, prefiere suelos arenosos y pedregosos, entre los 2540-2600 m de elevación.

***Distribución*:** Recolectada solamente en los alrededores del pueblo de Cajacay, en el Dpto.: AN.

Especie endémica del Perú

***Usos*:** Las bayas son consumidas por los pobladores, especialmente los niños, por su exquisito sabor.

-Jaltomata cajamarca Mione "canamuela" (Fig. 7. B-C)

Sufrútice o arbustos de 1-1,80 m de alto, ampliamente ramificado. Flores cremosas con un anillo morado -intenso interiormente. Bayas anaranjadas a la madurez.

***Hábitat*:** Crece en laderas, bordes de caminos, cercos, prefiere suelos arenosos, a veces pedregosos, entre los 1500-2600 m de elevación.

***Distribución*:** Hasta ahora, solamente ha sido recolectado en la Provincia de Contumazá, en el Dpto.: CA.

Especie endémica del Perú

***Usos*:** Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por la población en los lugares de recolección.

-Jaltomata contumacensis S. Leiva & Mione "canamuela" (Fig. 7. D)

Arbusto de 1,40-3 m de alto, ampliamente ramificado. Flores verdosas, dos por nudo.

***Hábitat*:** Vive en zonas húmedas, acequias, a veces, en bordes de caminos y chacras, asociada con arbustos, entre los 2530-3000 m de elevación.

***Distribución*:** Recolectada solamente en la Prov. Contumazá, en el Dpto.: CA.

Especie endémica del Perú.

***Usos*:** Las bayas son consumidas por los pobladores, especialmente los niños, por su sabor exquisito.

-Jaltomata cuyasensis S. Leiva, Quipuscoa & Sawyer (Fig. 7. E-F)

Hierba o arbusto de 0,60-1,20 m de alto, ampliamente ramificado. Flores verdosas distribuidas en umbelas axilares. Bayas amarillo-anaranjadas.

***Hábitat*:** Crece en bordes de caminos, carreteras, alrededores de casas, prefiere suelos arcillosos, entre los 2500-2800 m de elevación.

***Distribución*:** Se ha recolectado solamente en los alrededores de Ayabaca, en el Dpto.: PI.

Es una especie endémica del Perú.

***Usos*:** La bayas son consumidas por los pobladores andinos, por su sabor agradable y exquisito.

-Jaltomata chotanae S. Leiva & Mione "tomatito chico" (Fig. 7. G-H)

Arbusto de 60-80 cm de alto, ampliamente ramificado. Flores verdosas, dispuestas en umbelas axilares. Bayas amarillo-anaranjado a la madurez.

***Hábitat*:** Vive en laderas, bordes de caminos, carreteras, chacras, prefiere suelos húmedos, arcillosos a veces arenosos, entre los 2000-2400 m de elevación.

***Distribución*:** Recolectada solamente en la ruta Llama-Huambos, Prov. Chota, en el Dpto.: CA.

Especie endémica del Perú.

***Usos*:** Las bayas son consumidas por los

pobladores de las zonas de recolección, por su agradable sabor.

-Jaltomata dendroidea S. Leiva & Mione "mushurungo" (Fig. 8. A-B)

Arbusto de (0,60-) 3-4 (-6) m de alto, ampliamente ramificado. Flores verdes, dos por nudo, abundante néctar tojo. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en riachuelos, cercos de chacras, prefiere suelos húmedos, entre los 3280-3370 m de elevación.

Distribución: Se ha recolectado solamente en los alrededores de LLacuabamba, Prov. Pataz, en el Dpto.: LL.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son consumidas por los pobladores, especialmente por los pastores, por ser jugosas y agradables.

-Jaltomata dentata (Ruíz & Pav.) Benitez (Fig. 8. C)

Hierba de 40-70 cm de alto, ampliamente ramificada. Flores cremosas con un anillo morado interiormente, dispuesta en umbelas axilarmente. Bayas amarillo-anaranjado a la madurez.

Hábitat: Crecen en laderas, bordes de caminos, carreteras, chacras, prefiere suelos arcillosos, entre los 2000-2300 m de elevación.

Distribución: Se encuentra solamente en la ruta Matucana-Ticlio, Prov. Huarochirí, y en los aredededores de la ciudad de Canta, Prov. Canta en el Dpto.: LI.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son consumidas por los pobladores, por ser jugosas y apetitosas.

-Jaltomata guillermo-guerrae Mione & S. Leiva "sogorome" (Fig. 8. D)

Arbusto de (0,60-) 1-1,30 m de alto, ampliamente ramificado. Flores morado o azulado y se disponen 2 en cada nudo, abunadante néctar rojo. Bayas rojo-anaranjado a la madurez.

Hábitat: Crece en zonas de jalca, prefiere suelos negros, arcillosos, en laderas pedregosas, entre los 3450-3560 m de elevación.

Distribución: Hasta el momento ha sido recolectada en el lugar conocido como "Las Gordas" (ruta Mótil-Shorey), Prov. Santiago de Chuco, en el Dpto. LL.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas maduras son agradables y jugosas, es por ello que son consumidas como frutas frescas por los pobladores especialmente los niños de las zonas de recolección.

-Jaltomata herrerae (C. V. Morton) Mione (Fig. 8. E-F)

Arbusto de 1,3-2,3 m de alto, ampliamente ramificado. Flores verdosas dispuestas dos por nudo, abundante néctar rojo. Bayas rojo-anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en riachuelos, bordes de caminos, chacras, prefiere suelos húmedos, arcillosos, entre los 3000-3700 m de elevación.

Distribución: Es propia del sur del Perú, en los Dptos.: AP, AY, CU, PU.

Especie Peruano-boliviana.

Usos: Las bayas maduras son exquisitas y jugosas, por ello son consumidas por los pobladores de las zonas de recolección.

-Jaltomata lanata S. Leiva & Mione "tomatito" (Fig. 8. G)

Arbusto de 0,30-1,20 m de alto, ampliamente ramificado. Flores cremosas

dispuestas en umbelas en cada nudo. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en laderas, riachuelos, bordes de chacras, caminos, carreteras, asociada con arbustos, entre los 1850-2400 m de elevación.

Distribución: Hasta el momento recolectada solamente alrededores de la ciudad de San Pablo, Prov. San Pablo, en el Dpto.: CA.

Es una especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas maduras son exquisitas y agradables, por ello son consumidas por los pobladores, especialmente los niños en las zonas de colección.

-*Jaltomata leivae* Mione"canamuela" (Fig. 8. H)

Arbusto de 2-2,5 m de alto, ampliamente ramificada. Flores ventricosas morado-intenso, dos por nudo, dispuestas en umbelas, abundante néctar rojo. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Vive en zonas húmedas, en riachuelo, asociada con arbustos, entre los 2690-2650 m de elevación.

Distribución: Hasta el momento solamente se ha recolectado en Guzmango, Prov. Contumazá, en el Dpto.: CA.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son consumidas por los pobladores, especialmente los niños, por su sabor exquisito.

-*Jaltomata lezamae* S. Leiva & Mione (Fig. 9. A)

Hierba de 0,30-0,70 m de alto, ampliamente ramificada. Flores cremosas dispuestas en umbelas con dos flores por nudo. Bayas verde-oscuro o negruscas a la madurez.

Hábitat: Crece entre rocas, entre los 2500-2600 m de elevación.

Distribución: Hasta el momento ha sido recolectada en las Provincias de Contumazá, Otuzco, San Pablo y San Marcos, en los Dptos,: CA. LL.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son consumidas por los pobladores de las zonas de recolección.

-*Jaltomata lomana* Mione & S. Leiva (Fig. 9. B-C)

Arbustos de 0.80-1,20 m de alto. Ampliamente ramificado. Flores cremosas con un anillo morado interiormente, dispuesta en umbelas en los nudos. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en laderas arenosas y pedregosas, asociada con hierbas y arbustos. Entre los 430-450 m de elevación.

Distribución: Hasta el momento recolectada en la Loma Mongón, Prov. Casma, en el Dpto.: AN.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas pequeñas son agradables y jugosas, por ello, son consumidas por los visitantes que llegan a Loma Mongón.

-*Jaltomata mionei* S. Leiva & Quipuscoa "sogorome" (Fig. 9. D)

Sufrútice o arbustos de 0.60-0,80 m de alto, ampliamente ramificado. Flores cremosas con anillo morado interiormente. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en laderas, bordes de caminos, cercos, prefiere suelos arenosos, a veces pedregosos, entre los 1500-2600 m de elevación.

Distribución: Hasta ahora, solamente ha sido recolectado en Salpo y Otuzco, Prov. Otuzco, en el Dpto.: LL.

Especie endémica del Perú

Usos: Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello, son consumidas por la población en los lugares de recolección.

-Jaltomata nigricolor S. Leiva & Mione "mushurungo" (Fig. 9. E)

Arbusto glutinoso de 0,80-1,20 m de alto, ampliamente ramificado. Flores blanco-cremoso, dispuestas en umbelas en las axilas de las ramas. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en laderas, prefiere suelos abiertos, pedregosos, áridos, secos, tierras removidas, entre los 3290-3348 m de elevación.

Distribución: Hasta el momento solamente ha sido recolectado en los alrededores de LLacuabamaba, Prov. Pataz, en el Dpto.: LL.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son recolectadas por los pobladores en esta región, para ser consumidas como frutas frescas por su agradable sabor y exquisitez.

-Jaltomata oppositifolia S. Leiva & Mione (Fig. 9. F)

Hierbas postradas de 0,30-1,20 m de longitud, ampliamente ramificadas. Flores blancas o cremosas, dispuestas dos por nudo. Bayas rojo-anaranjado a la madurez.

Hábitat: Crece en bordes de bosque, prefiere suelos negros, arcillosos, asociada con arbustos y árboles, entre los 2250-3090 m de elevación.

Distribución: Hasta ahora sólo se ha recolectado en el Bosque El Pargo (Llama-Huambos) y cerca del poblado de Paraguay, Prov. Chota, en el Dpto.: CA.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas se consumen muy pocas veces, porque no son tan agradables y exquisitas.

-Jaltomata pallascana (Bitter) Mione "apatucto" (Fig. 9. G-H)

Arbustos de 1,20-1,50 m de alto, ampliamente ramificados. Flores morado-claro, a veces verdosas, dispuestas dos por nudo en cada umbela, abundante néctar rojo. Bayas rojo-anaranjado a la madurez.

Hábitat: Crece en bordes de caminos, carreteras, chacras, prefiere suelos húmedos, arcillosos, entre los 3360-3650 m de elevación.

Distribución: Hasta ahora solamente ha sido recolectada en los alrededores de Pasto Bueno, Laguna de Pela gatos, Prov. Cabana, en el Dpto.: AN.

Es una especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas maduras son exquisitas y agradables, por ello son consumidas por los pobladores, especialmente los niños en las zonas de recolección.

-Jaltomata paneroi Mione & S. Leiva "tomatito" (Fig. 10. A-B)

Arbustos de 0,60-1,20 m de alto, ampliamente ramificados. Flores verdes, dispuestas dos por nudo en cada umbela, abundante néctar rojo. Bayas rojo-anaranjado a la madurez.

Hábitat: Crece en bordes de caminos, carreteras, chacras, prefiere suelos húmedos, arcillosos, entre los 3320-3400 m de elevación.

Distribución: Hasta ahora solamente ha sido recolectada en la Encañada-Quinuamayo, Prov. Cajamarca, en el Dpto.: CA.

Es una especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas maduras son exquisitas y agradables, por ello son consumidas por los pobladores, especialmente los niños en las zonas de recolección.

-Jaltomata pilosissima S. Leiva (Fig. 10. C)

Arbusto de 60-70 cm de alto, laxamente ramificado. Flores cremosas con un anillo lila interiormente. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en los bordes de los bosques después de talados, prefiere suelos húmedos, profundos, arcillosos con abundante humus, entre los 2240-2450 m de elevación.

Distribución: Ha sido recolectada solamente en el Cerro El Picacho (La Pucarilla), Prov. Cutervo, en el Dpto.: CA.

Es una especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son recolectadas por los pobladores en esta región, para ser consumidas como frutas frescas por su agradable sabor y exquisitez.

-Jaltomata propinqua (Miers) Mione & M. Nee (Fig. 10. D)

Arbusto de 0,60-1,30 m de alto, ampliamente ramificado. Flores cremosas en los lóbulos, morado-intenso interiormente. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en laderas, bordes de carreteras caminos, línea férrea, prefiere suelos arenosos, secos pedregosos, entre los 1500-4500 m de elevación.

Distribución: Solamente ha sido recolectada en las áreas medias de los márgenes del Río Rímac, Prov. Huarochirí, en el Dpto. LI.

Es una especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son recolectadas por los pobladores en esta región, para ser consumidas como frutas frescas por su agradable sabor y exquisitez.

-Jaltomata sagastegui Mione "canamuela" (Fig. 10. E)

Arbusto de 1.30-2,20 m de alto, ampliamente ramificado. Flores cremosas dispuestas en umbelas en cada nudo. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en laderas, riachuelos, bordes de chacras, caminos, carreteras, asociada con arbustos, entre los 1850-2500 m de elevación.

Distribución: Hasta el momento recolectada solamente en la Prov. Contumazá, en el Dpto.: CA.

Es una especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas maduras son exquisitas y agradables, por ello son consumidas por los pobladores, especialmente los niños en las zonas de recolección.

-Jaltomata salpoensis S. Leiva & Mione "sogorome" (Fig. 10. F)

Hierba de 30-50 cm de longitud, ampliamente ramificado. Flores blanco-cremosas, dos por nudo, dispuestas en umbelas. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en zonas de jalca, prefiere suelos negros, arcillosos, en laderas pedregosas, entre los 3700-3750 m de elevación.

Distribución: Ha sido recolectada solamente en el Cerro Quinga, Distrito Salpo, Prov. Otuzco, en el Dpto.: LL.

Es una especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas maduras son exquisitas y agradables, por ello son consumidas por los pobladores, especialmente los niños en las zonas de recolección.

-Jaltomata sanchez-vegae S. Leiva & Mione "tomatito" (Fig. 10. G-H)

Arbusto de 1,2-1,4 m de alto, ampliamente ramificada. Flores morado-intenso, dos por nudo, dispuestas en umbelas. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Vive en zonas húmedas, acequias, bordes de caminos y chacras, asociada con arbustos; entre los 2870-3530 m de elevación.

Distribución: Se ha recolectado solamente en las Provincias de Cajamarca y Sánchez Carrión, en los Dptos.: CA. LL.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son consumidas por los pobladores, especialmente los niños, por su sabor exquisito.

-Jaltomata sinuosa (Miers) Mione "sogorome" (Fig. 11. A-B)

Hierba o arbusto de 40 70 cm de alto, flores blanco-cremosas con un anillo morado interiormente. Bayas rojo-anarandas a la madurez.

Hábitat: Vive en zonas húmedas, acequias, borde de carreteras, a veces, en bordes de caminos y chacras, asociada con arbustos, entre los 2000-3800 m de elevación.

Distribución: Se ha recolectado desde Quito (Ecuador), Amazonas, Cajamarca, hasta Bolivia; en los Dptos.: AM, CA. LL. Las Yungas (Bolivia)

Especie endémica de los andes.

Usos: Las bayas son consumidas por los pobladores, especialmente los niños, por su sabor exquisito.

-Jaltomata tayabambae S. Leiva & Mione "shampuy" (Fig. 11. C)

Sufrútice o arbusto de 2-3 m de alto, ampliamente ramificado. Flores verdes, dispuestas en umbelas dos por nudo, abundante néctar rojo. Bayas rojo-anaranjado a la madurez.

Hábitat: Vive en riachuelos, bordes de chacras, prefiere suelos húmedos, profundos, arcillosos a veces pedregosos, entre los 3100-3420 m de elevación.

Distribución: Se ha recolectado solamente en los alrededores de la Ciudad de Tayabamba, Prov. Pataz, en el Dpto.: LL

Es una especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son agradables y jugosas, por ello son consumidas por los pobladores de las zonas de recolección.

-Jaltomata truxillana S. Leiva & Mione (Fig. 11. D)

Arbustos de 0,80-1 (-1,30) m de alto; ampliamente ramificados. Flores cremosas con un anillo morado interiormente, dispuesta en umbelas en los nudos. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en laderas arenosas y pedregosas, asociada con hierbas y arbustos. Entre los 430-750 m de elevación.

Distribución: Hasta el momento recolectada solamente en Loma del Cerro Campana, cerca del km 590 panamericana norte, Prov. Trujillo, en el Dpto.: LL.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas pequeñas son agradables y jugosas, por ello son consumidas por los visitantes que llegan a la loma del Cerro Campana.

-Jaltomata umbellata (Ruiz. & Pav.) Mione & M. Nee (Fig. 11. E)

Arbustos de 0,80-1 m de alto; ampliamente ramificado. Flores tubulares cremosas abundante, dispuestas en umbelas en los nudos, abundante néctar rojo. Bayas

anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en laderas arenosas y pedregosas, asociada con hierbas y arbustos propias de lomas. Entre los 0-500 m de elevación.

Distribución: Hasta el momento recolectada solamente en Lomas de Lachay, cerca del km 90 al norte de Lima, en el Dpto.: LI.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas pequeñas son agradables y jugosas, por ello son consumidas por los visitantes que llegan a la Reserva Nacional de Lachay.

-Jaltomata ventricosa (Baker) Mione "sogorome" (Fig. 11. F-G)

Arbusto de 0,50-1,40 m de alto, ampliamente ramificado. Flores ventricosas morado-intenso, dos por nudo, dispuestas en umbelas, abundante néctar rojo. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Vive en zonas húmedas, acequias, en bordes de caminos y chacras, asociada con arbustos, entre los 2870-3530 m de elevación.

Distribución: Se ha recolectado solamente en el Distrito Salpo, en el Dpto.: LL.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son consumidas por los pobladores, especialmente los niños, por su sabor exquisito.

-Jaltomata yacheri Mione & S. Leiva "tomatito" (Fig. 11. H)

Arbusto de 1-1,2 m de alto, ampliamente ramificado. Flores morado-intenso, dos por nudo, dispuestas en umbelas. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Vive en zonas húmedas, acequias, en bordes de caminos y chacras, asociada con arbustos, entre los 3460-3530 m de elevación.

Distribución: Hasta el momento, solamente se ha recolectado en los alrededores de la Ciudad de Hualgayoc, Prov. Hualgayoc, en el Dpto.: CA.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son consumidas por los pobladores, especialmente los niños, por su sabor exquisito.

-Jaltomata yungayensis Mione & S. Leiva "pishancullu" (Fig. 12. A)

Sufrútice a arbustos de 0.60-0,80 m de alto, ampliamente ramificado. Flores cremosas con anillo morado interiormente. Bayas anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en laderas, bordes de caminos, cercos, prefiere suelos arenosos, a veces pedregosos, entre los 2700-3525 m de elevación.

Distribución: Hasta ahora, solamente ha sido recolectado en las Provincias de Huaylas y Corongo, en el Dpto.: AN.

Especie endémica del Perú

Usos: Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por la población en los lugares de recolección.

-Jaltomata weberbaueri (Dammer) Mione "tomatito" (Fig. 12. B)

Sufrútice o arbusto de (0.80-) 1,8-2 m de alto, ampliamente ramificado. Flores rojas, solitarias por nudo, abundante néctar rojo. Bayas rojo-anaranjado a la madurez.

Hábitat: Vive en laderas, riachuelos, bordes de chacras, entre rocas, prefiere suelos húmedos, arcillosos a veces pedregosos, entre los 3000-4000 m de elevación.

Distribución: Se ha recolectado solamente en la ruta Pativilca- Laguna Conococha, Prov. Huarmey, en el Dpto.: AN.

Es una especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son agradables y jugosas, por ello son consumidas por los pobladores de las zonas de recolección.

-Larnax sagasteguii S. Leiva, Quip. & N. W. Sawyer "suburrión grande" (Fig. 12. C-D)

Arbusto de 80-1 (-2,3) m de alto, flores amarilentas con máculas marrones externa e interiormente. Bayas amarillo-anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Vive en laderas, riachuelos, bordes de chacras, entre en los relicto de bosque; prefiere suelos húmedos, arcillosos, entre los 2800-2880 m de elevación.

Distribución: Se ha recolectado solamente en el Cerro Aypate, Prov. Ayabaca, Dpto.: PI.

Es una especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas son agradables y jugosas, por ello son consumidas por los pobladores de las zonas de recolección.

Larnax Miers, Género neotropical que habita en los bosque montanos y premontanos al oeste de Sudamérica desde Colombia hasta Perú y norte de Bolivia. En la actualidad el género consta de unas 32 especies. En el Perú habitan unas 24 especies, todas ellas endémicas.

-Lycianthes lycioides (L.) Hassl. "tomatito del valle" (Fig. 12. E-F)

Sufrútice a arbustos de 0.60-0,80 m de alto, ampliamente ramificado. Flores moradas a veces cremosas. Bayas rojo-anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en laderas, bordes de caminos, cercos, prefiere suelos arenosos, a veces pedregosos, entre los 500-4000 m de elevación.

Distribución: De amplia distribución, en los Dptos.: AM, AN, AR, AY, CA, CU, HU, JU, LA, LI, LL.

Usos: Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por la población en los lugares de recolección.

Lycianthes (Dunal) Hassler: Género con unas 155 especies de las regiones tropicales de América. En el Perú habitan unas 32 especies; de estas ninguna es endémica.

-Solanum quitoense Lam. "naranjillo"(Fig. 12. G-H)

Arbusto de 1-1,50 m de alto; ampliamente ramificado. Flores blanco-cremosas. Bayas rojo-anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en los bordes de caminos, cercos, prefiere suelos arenosos, a veces pedregosos, huertas, suelos húmedos entre los 1000-2000 m de elevación.

Distribución: De amplia distribución, en los Dptos.: AM, PA, (Quito, Zamora-Chinchipe) en Ecuador. AMAZ, SM, en Perú.

Usos: Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por la población en los lugares de recolección.

-Solanum pimpinellifolium L. "tomatito silvestre" (Fig. 13. A)

Hierba postrada, de 1-2 m de longitud, ampliamente ramificada. Flores amarillas, dispuestas en racimos. Bayas rojas a la madurez,

Hábitat: Crece en áreas escombrosas, bordes de caminos, cercos, prefiere suelos arenosos, con abundantes sustancias en descomposición, a veces pedregosos, entre

los 0-1500 m de elevación.

Distribución: De amplia distribución, en los Dptos.: CA, LA, LI, LL. PI, TU, en Perú y (Guayaquil / Esmeraldas) en Ecuador.

Usos: Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por la población.

Solanum L. (Incluye *Cyphomandra*, con 32 especies de América tropical y *Lycopersicon*, con 13 especies del oeste de Sud América, *Solanum lycopersicum* Lam. "tomate" la cual es cultivada): Género con unas 1250 especies sub cosmopolitas. En el Perú habitan unas 325 especies; de estas 96 son endémicas.

-Solanum sessiliflorum Dunal "tomatito"(Fig. 13. B-C)

Arbusto de 1-1,50 m de alto, flores verdes. Bayas rojo-anaranjadas a la madurez.

Hábitat: Crece en los bordes de caminos, cercos, prefiere suelos arenosos, a veces pedregosos, huertas, suelos húmedos entre los 0-1500 m de elevación.

Distribución: De amplia distribución, en los Dptos.: AM, CU, HU, LO, MD, PA, SM.

Usos: Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por la población en los lugares de recolección.

-Physalis lagascae Roem. & Schult. "tomatito silvestre" (Fig. 13. D)

Hierba de 50-80 cm de longitud, ampliamente ramificada. Flores amarillas con 5 manchas marrón-oscuro interiormente, dispuestas en los nudos. Bayas amarillentas a la madurez; cáliz acrescente.

Hábitat: Crece cerca de casas, bordes de caminos, prefiere suelos arenosos, con abundante sustancias en descomposición, en las áreas disturbadas de la región oriental. Entre los 0-500 m de elevación.

Distribución: De amplia distribución, en los Dptos.: AM, SM.

Usos: Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por la población, así también, se preparan mermeladas.

Physalis L. Género con unas 86 especies cosmopolitas. En el Perú habitan 7 especies; de estas una es endémica.

-Physalis peruviana L. "aguaymanto", "tomatito" (Fig. 13. E-F)

Hierba de 50-80 cm de longitud, ampliamente ramificada. Flores amarillas con 5 manchas marrón-oscuro interiormente, dispuestas en los nudos. Bayas amarillentas a la madurez, cáliz acrescente.

Hábitat: Crece en huertas, bordes de caminos, prefiere suelos arenosos, entre los 0-3000 m de elevación.

Distribución: De amplia distribución, en los Dptos.: AM, AP, CA, CU, LA, LL. PA., en Perú; asimismo, en Ecuador y Colombia.

Usos: Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por la población, así también, se preparan mermeladas.

-Salpichroa didierana Jaub. (Fig. 13. G)

Arbusto apoyante de 5-7 (-9) de alto, flores amarillas. Bayas negras a la madurez de 5-8 cm de longitud.

Hábitat: Crece en áreas boscosas, en rezagos de bosque, entre los 3000-4000 m de elevación.

Distribución: Es una especie de distribución limitada, en los Dptos.: CU, PA.

Especie endémica del Perú.

Usos. Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por la población.

Salpichroa Miers: Género con 16 especies especialmente sudamericanas. En el Perú habitan todas; de ellas 6 son endémicas.

-Salpichroa gayi Benoist (Fig. 13. H)

Arbusto apoyante de 50-80 cm de alto, flor amarillo-marrón. Bayas negras a la madurez.

Hábitat: Crece en áreas pedregosas, cercos, laderas, entre los 3000-4000 m de elevación.

Distribución: Es una especie de amplia distribución limitada, en el Dpto.: CU.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por la población.

-Salpichroa glandulosa (Hook.) Miers "cuytulumbo", "cuytulumbo" (Fig. 14. A)

Arbusto apoyante de 0,50-1,40 m de longitud, ampliamente ramificado. Flores tubulares amarillas. Bayas negras a la madurez.

Hábitat: Crece en áreas pedregosas, entre los 3000-4500 m de elevación.

Distribución: Es una especie de amplia distribución, en los Dptos.: AN, AP, AY, CU, HV, JU, LA, LL, PA.

Especie endémica de los Andes.

Usos: Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por la población.

-Salpichroa leucantha Pereyra, Quip. & S. Leiva (Fig. 14. B)

Arbusto apoyante de (0,80-) 2,5-3 m de longitud, ampliamente ramificado. Flores tubulares blancas. Bayas verdes a la madurez.

Hábitat: Crece en zonas húmedas, bordes de caminos, chacras, sobre otras plantas, áreas pedregosas, entre los 1800-2161 m de elevación.

Distribución: Hasta el momento recolectada solamente en el Distrito de Salpo, Prov. Otuzco, en el Dpto.: LL.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas maduras agridulces son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por los pobladores de las zonas de recolección.

-Salpichroa micrantha Benoist (Fig. 14. C)

Arbusto apoyante de 0,60-1 m de longitud, flores amarillas. Bayas verdes a la madurez.

Hábitat: Crece en zonas húmedas, bordes de caminos, chacras, cercos, sobre otras plantas, áreas pedregosas, entre los 2000-4000 m de elevación.

Distribución: Hasta el momento recolectada solamente en el Dpto.: CU.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por los pobladores de las zonas de recolección

-Salpichroa proboscidia Benoist (Fig. 14. D)

Arbusto apoyante de 1-2 m de longitud, flores rosado-vinosas.

Hábitat: Crece en zonas húmedas, bordes de caminos, chacras, cercos, sobre otras plantas, áreas pedregosas, entre los 2500-3500 m de elevación.

Distribución: Hasta el momento recolectada solamente en el Dpto.: CU.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas maduras son agradables

y apetitosas, por ello son consumidas por los pobladores de las zonas de colección

-Salpichroa ramosissima Miers (Fig. 14. E)

Arbusto apoyante de 60-70 cm de alto, flores amarillas, bayas verdes a la madurez.

Hábitat: Crece en zonas húmedas, bordes de caminos, chacras, cercos, sobre otras plantas, áreas pedregosas, entre los 2500-4500 m de elevación.

Distribución: Recolectada en los Dptos.: AN, AR, AY, LI.

Especie endémica del Perú.

Usos: Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por los pobladores de las zonas de recolección

-Salpichroa tristis Miers var. ***tristis*** (Dammer) Keel "cuytulume" (Fig. 14. F-G)

Arbusto apoyante de 40-70 cm de longitud, ampliamente ramificado. Flores tubulares amarillas. Bayas verdes a la madurez.

Hábitat: Crece en áreas pedregosas, entre los 1500-3700 m de elevación.

Distribución: Es una especie de amplia distribución, en los Dptos.: AN, AY, CA, CU, LA, LL.

Especie endémica de los Andes.

Usos: Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por la población.

-Salpichroa weberbauerii Dammer (Fig. 14. H)

Arbusto de 1,3-1,5 m de longitud. Flores amarillas. Bayas verdes a la madurez.

Hábitat: Crece en áreas arbustivas, entre los 2000-4500 m de elevación.

Distribución: Es una especie de amplia distribución, en los Dptos.: AN, AP, AY, CU, MO.

Especie endémica del Perú.

Uso: Las bayas maduras son agradables y apetitosas, por ello son consumidas por la población

-Vassobia breviflora (Sendtn.) Hunz. (Fig. 14. I)

Arbusto 2-3 m de alto. Flores en fascículos, campanuladas, glabras, púrpuras. Bayas rojas a la madurez.

Habitat: Crece en laderas, bordes de caminos, carreteras, chacras, riachuelos, prefiere suelos pedregosos, entre los 2500-2800 m de elevación.

Distribución: Solo se ha recolectado en Chuquisaca, Prov. Potosí, Bolivia.

Especie endémica de Bolivia.

Usos: Las bayas son consumidas por los pobladores en las áreas de recolección, por su agradable sabor.

Vassobia Rusby Género con dos especies para el mundo, de regiones tropicales de Sudamérica. En Bolivia viven las dos especies, a saber: *Vassobia dichotoma* (Rusby) Bitter y *Vassobia breviflora* (Sendtn.) Hunz., ésta es endémica.

Discusión

El conocimiento que poseen los pobladores de los Andes Centrales de América: Ecuador, Perú y Bolivia, especialmente de las plantas silvestres que son aptas para la alimentación humana, es aún relevante, dado el número de especies que fueron mencionadas. Además, algunas de ellas ya no se usan frecuentemente, perdiéndose en el olvido.

Las plantas son elementos esenciales de la

civilización, comparables a los instrumentos o técnicas de trabajo, a las viviendas, vestido o medios de transporte. Son hasta cierto punto, una obra del hombre, puesto desde que comenzó a domesticarlas produjo un cambio radical en sus costumbres, pues permitió al hombre fijar su morada en áreas definidas. Al mismo tiempo, dejó de depender para su alimentación, vestido y vivienda de los azares de la caza y la pesca, para obtenerlos de las plantas. Al acomodar su vida a cierto lugar y al ritmo de la producción vegetal, pudo disponer de más tiempo para las manifestaciones artísticas, e iniciar mediante la observación y la experiencia, las bases primitivas de la ciencia (León, 1968)

El estado actual del conocimiento generado por la investigación científica, respecto a cómo usar los diversos recursos naturales, es aun incompleto y muy limitado, explicables por la magnitud y complejidad de sus ecosistemas y biodiversidad; todavía existen dificultades para definir la mejor forma de su utilización

De la información disponible se percibe, la susceptibilidad de los ecosistemas a la degradación y al restablecimiento de la vegetación original; y a la existencia de limitaciones ambientales que se traducen, entre otros, en la pobreza de los suelos y la imposibilidad para soportar una agricultura intensiva en la mayoría de su superficie (Castro, 1993). Por ello, no solo se debe conocer las bondades de uso y económicas de una planta, sino también, se debe tratar de restituir el equilibrio a los ecosistemas, sobre todo explotando aquellas áreas difíciles o inaccesibles para la agricultura, razón suficiente, para iniciar estudios de frutales nativos, consumidos por la población local, capaces de ser usados en programas de reforestación y sobre todo con potencial valor de uso como fuente de nutrientes, y contribuir por lo tanto, a mejorar la desnutrición que aqueja a muchas regiones de nuestros paises, y con ello -luego de mayores estudios físico - químicos, bromatológicos y nutricionales- tratar de industrializarlos, lo cual sería el éxito de estos trabajos preliminares.

Como aporte, se presenta el estudio de 83 especies de plantas silvestres nativas del Ecuador, Perú y Bolivia con frutas comestibles, recolectados y estudiados por los autores como parte de los estudios etnobotánicos que se vienen efectuando en nuestra Universidad.

Se ha iniciado la revisión bibliográfica por familias o especies tipos, las mismas que plasmamos a continuación, pero, con la convicción de continuar y culminar estudios minuciosos tanto inter como multidisciplinarios.

Al no contar aún, con estudios de laboratorio de la mayoría de las especies aquí tratadas, tomamos y adaptamos los datos analíticos para las familias con mayor número de especies (Solanaceae, Caricaceae, Myrtaceae y Passifloraceae, con una especie representativa en cada familia) propuestas y publicadas por Pamplona, 2004 en su libro: *El poder medicinal de los alimentos*:

1. Solanaceae (con la especie: *Solanum lycopersicum* L. "tomate") por contar con el mayor número de especies. Además de su uso nutricional, esta familia también tiene propiedades medicinales, llegando incluso a usarse en la prevención de ciertos tipos de cánceres, especialmente el de próstata.

Las bayas frescas son ricos en agua (casi un 94% de su peso) contiene una pequeña proporción de carbohidratos (3,54%), proteínas (0,85%) y grasas (0,33%). Los glúcidos están formados especialmente por glucosa y fructosa. En conjunto, estos

nutrientes aportan 21 Kcal/100 g una cifra muy baja. Sin embargo, el valor nutritivo y dietoterápico de miembros de esta familia reside en su riqueza vitamínica y mineral. Entre las *vitaminas*, las más abundantes es la Vitamina C (19 mg/100 g), suficientes para ser un buen antiescorbútico. Las vitaminas B1,B2, B3, niacina y folatos están prácticamente dentro de los requerimientos mínimos del ser humano. Entre los *minerales* destaca el potasio, con 22,2 mg/100 g), seguida del hierro (0,45 mg/100 g) así mismo el magnesio y fósforo, así como fuente de hierro. *Fibra vegetal*, contiene una pequeña cantidad (1,1%) de fibra tipo soluble, que se encuentra en la pulpa; contribuye a su acción reductora sobre el colesterol sanguíneo" (Pamplona, 2004).

Los *ácidos orgánicos,* especialmente el málico y oxálico, contribuyen a su característico sabor de los frutos de la familia y debido a su sabor ácido, le ocurre como al limón: produce un efecto contrario, es decir una alcalinización en la sangre, en los tejidos orgánicos y en la orina.

Licopeno (o licopina): es el pigmento vegetal perteneciente al grupo de los carotenoides, que otorga su típico color. A diferencia del beta-caroteno, el licopeno no se transforma en vitamina A. Con respecto al licopeno se han llegado a las siguientes conclusiones (Stahl, 1996):

-El **licopeno** está normalmente presente en la sangre humana (0,5 µmol por litro de plasma) junto con el beta-caroteno, es el caroteno más abundante en el organismo humano.

-También, se encuentra en los testículos, en la próstata y en las glándulas suprarrenales.

-Ejerce una intensa acción antioxidante, impidiendo el deterioro que los radicales libres producen en las moléculas de ADN.

-Interviene en los mecanismos de control del crecimiento celular (Franceschi, 1994; Giovannucci, 1995)

Diversos estudios (Franceschi, 1994, Giovannucci, 1995), realizados en Italia y en la Universidad de Harvard (USA) respectivamente, han puesto de manifiesto que los varones que consumen habitualmente frutas frescas especialmente del "tomate" *Solanum lycopersicum*, así como salsa o jugo de "tomate", presentan un riesgo menor de padecer de cáncer de próstata. Así mismo, el "tomate" puede reducir también el crecimiento excesivo de esta glándula (Hipertrofia benigna de la próstata), tan frecuente en los hombres de más de 50 años.

Para el "tomate" se conoce que es un gran alcalinizador en la sangre, en los tejidos orgánicos y en la orina, con lo que neutraliza y facilita la eliminación de los residuos metabólicos que en su mayor parte son de naturaleza ácida. Además, es diurético, su uso habitual es muy recomendable para limpiar la sangre en caso de gota (exceso de ácido úrico), insuficiencia renal con aumento de úrea en la sangre, o intoxicación crónica por una alimentación rica en carnes y proteínas de origen animal (Pamplona, 2004).

El "tomate" es un estimulante natural de las funciones inmunitarias. Aumenta las defensas anti-infecciosas del organismo. Por su acción antioxidante, el "tomate" evita la oxidación del colesterol transportado por las lipoproteínas de baja densidad, que da lugar al estrechamiento y endurecimiento de las arterias: arteriosclerosis (Pamplona, 2004).

Estudios realizados en Italia, muestran como el consumo habitual de "tomate"

previene igualmente el cáncer de boca, de esófago, de estómago, de colon y de recto (Franceschi, 1994).

2. Caricaceae: (con la especie *Carica papaya* L. "papaya"). Pamplona (2004) sostiene, que entre sus propiedades la "papaya" contiene un total de 88,8% de agua, casi tanta como el "melón" *Cucumis melo* (Cucurbitaceae) (92%). Su contenido en nutrientes energéticos es reducido: carbohidratos especialmente azúcares: sacarosa, glucosa y fructuosa (8%), proteínas (0,61%), grasas (0,145). En relación, a las vitaminas 100 g de pulpa de "papaya" aportan el 103% de las necesidades diarias de vitamina C, y el 185 de vitamina A. En cuanto a minerales, la "papaya" es rico en potasio (257microgramos/100g), contiene cantidades apreciables de calcio, magnesio, fósforo y hierro. La pectina (1,8%). La papaína es una enzima proteolítica (que degrada a las proteínas), se encuentra sobre todo en las hojas y en látex blanco de las bayas verdes, siendo escasa cuando están maduras. Entre sus principales indicaciones terapéuticas se indica:

-Afecciones del estómago: Se recomienda en caso de digestión pesada, ptosis gástrica, gastritis, contribuye a neutralizar el exceso de acidez gástrica y su consumo resulta beneficioso en caso de úlcera gastroduodenal, hernia de hiato y pirosis (acidez de estómago).

-Dispepsia biliar y pancreatitis crónica: Resulta muy aconsejable por tonificar todos los procesos digestivos y ser muy baja en grasas.

-Afecciones intestinales: Su acción suavizante sobre las mucosas digestivas y antiséptica, la hace útil en caso de gastroenteritis y de colitis: infecciosa, ulcerosa, espástica (colon irritable).

En Japón, se han realizado investigaciones en donde muestran que la "papaya", especialmente cuando no está completamente madura, ejerce una acción bacteriostática sobre muchos gérmenes enteropatógenos, que causan infecciones intestinales. Es pues, muy recomendable este alimento en casos de diarreas infeccionsas (Osato, *et al.*, 1993).

-Parásitos intestinales: El látex de la "papaya", y en menor proporción su pulpa, ejercen una acción antihelmíntica y vermífuga contra los parásitos intestinales, por ejemplo tenias.

-Afecciones de la piel: Por su riqueza en provitamina A, la "papaya" forma parte de la dieta recomendada para las enfermedades de la piel como eccemas, furunculosis y acné.

3. Myrtaceae (con la especie: *Psidium guajava* L. "guayaba"), entre sus propiedade e indicaciones: La pulpa es pobre en vitaminas, grasa (menos del 1% de ambas) y glúcidos o carbohidratos (6%) pero destaca por su contenido de: *Vitamina C* (183 miligramos/100 g), contiene así mismo, pequeñas cantidades de ácidos orgánicos como el cítrico y el málico, que favorecen la absorción de la vitamina C y le otorgan su típico sabor ácido. *Carotenoides*, son sustancias que en el organismo se transforman en vitamina A, y que ejercen una poderosa acción antioxidante en nuestras células. La riqueza en carotenoides es de 79 miligramos ER, lo cual significa que 100 g de pulpa aportan el 8% de las necesidades diarias de vitamina A. Las variedades con pulpa rojizo son más ricas en caroteno, y contienen licopeno, el mismo caroteno que se encuentra en los "tomates". *Fibra vegetal*: La mayor parte del 5,4% de fibra que contiene la pulpa de la "guayaba", es de tipo soluble, compuesta

por pectina y mucílagos. Además, contiene cantidades significativas de vitaminas del grupo B (excepto la B12), vitamina E, así como calcio, fósforo, magnesio y hierro. El mineral más abundante es el potasio. Es rica en oligoelementos como el cinc, el cobre y el manganeso.

Las aplicaciones medicinales de la "guayaba" se indican las siguientes:

-Hipertensión: En una investigación realizada en la India y publicada en el American Journal of Cardiology (Revista Americana de Cardiología), Singh, *et al.* 1992, se puso manifiesto que al añadir una "guayaba" cada día a la dieta habitual, la tensión arterial de 61 voluntarios hipertensos descendió un promedio de 9 mm de mercurio la sistólica, y de 8 mm la diastólica (equivale a pasar de 150/90 mm de mercurio a 141/82). Estos resultados se obtuvieron tras tres meses de consumir habitualmente "guayabas".

No se sabe con certeza a qué componente de la "guayaba" se puede atribuir su suave efecto hipotensor, aunque sin duda, influye el hecho de que es muy baja en sodio y abundante en potasio y en fibra vegetal.

-Exceso de colesterol: En este mismo experimento (Singh, *et al.* 1992), se produjo una reducción del 9,9% en el colesterol total y del 7,7% en el nivel de triglicéridos de la sangre. Este efecto hipolipemiante de la "guayaba" se debe a su riqueza en fibra de tipo soluble (pectina), que "barre" el intestino y facilita la eliminación con las heces del colesterol, y de las sales biliares a partir de las cuales se sintetiza.

-Arteriosclerosis: Es una fruta ideal para mantener las arterias en buena salud, pues su consumo previene contra los factores de riesgo causantes de la arteriosclerosis: la hipertensión y el exceso de colesterol.

-Tabaquismo: Es otro factor importante en el endurecimiento de las arterias. La gran cantidad de vitamina C, que se encuentra en esta fruta, es de gran ayuda para los que están siguiendo una cura de desintoxicación tabáquica, ya que esta vitamina, actúa como un antagonista de la nicotina. Dos o tres "guayabas" diarias constituyen un postre recomendado para los que están dejando de fumar.

-Agotamiento físico: La "guayaba" tiene efecto tonificante sobre el organismo. Su uso se recomienda en la convalecencia de enfermedades infecciosas y en caso de debilidad y cansancio provocado por enfermedades crónicas.

4. Passifloraceae (con la especie: *Passiflora ligularis Juss.* "granadilla"), entre sus propiedades e indicaciones destacan: La pulpa del fruto es gelatinosa y de sabor muy aromático. En su composición destacan los siguientes nutrientes: *Azúcares*: Aunque no lo parezca debido a su sabor ácido, contiene bastantes azúcares (13%), constituidos por una mezcla de glucosa, fructuosa y sacarosa. *Proteínas*: con su 2,2%, es una de las frutas frescas más ricas en proteínas. *Hierro*: Posiblemente la fruta fresca más rica en este mineral (1,6 mg/100 g), seguida de lejos por el "membrillo" (0,7 mg), el "limón"(0,6 mg), la "frambuesa"(0,57 mg) y la "chirimoya" (0,5 mg). La fruta de la "granadilla" supera en hierro incluso al huevo (1,41 mg) y se acerca al contenido de la carne (alrededor de 2 mg/100 g). *Otros minerales:* es bastante rica en magnesio, calcio, fósforo y potasio. Vitaminas: 100 g de pulpa de fruto de "granadilla" aportan 30 mg de vitamina C, la mitad de CDR (cantidad diaria recomendada). Además, contiene provitamina A y vitaminas B2, B6, E, así como niacina y ácido fólico. *Fibra*: La pulpa de la fruta es uno de los productos vegetales más ricos en fibra de tipo soluble

(pectinas y mucílago), Pamplona, 2004.

Tanto la pulpa como los jugos elaborados con la fruta de "granadilla", son refrescantes, tonificantes de las funciones digestivas y ligeramente sedantes, aunque su propiedad medicinal más importante es la antianémica. Entre sus indicaciones medicinales destacan:

-Anemia por falta de hierro: Debido a su gran contenido en hierro, así como en vitamina C que facilita la absorción de este mineral, el "maracuyá" constituye una fruta ideal para los anémicos.

-Estreñimiento: La pulpa gelatinosa y en menor proporción los jugos elaborados con ella, ejercen una suave acción laxante y a la vez protectora de las paredes del intestino.

-Estados de nerviosismo y ansiedad: Aunque su acción sedante es mucho más suave que de las hojas y las flores de la "granadilla", su empleo conviene a los que deseen sedar su sistema nervioso.

Conclusiones

Después de realizado nuestro trabajo arribamos a las siguientes conclusiones:

-Se presenta el estudio de 83 especies, distribuidas en 30 géneros y 11 familias, de plantas silvestres nativas del Ecuador, Perú y Bolivia con frutas comestibles,

-Las familias con el mayor número de especies destacan: Solanaceae (55 especies), Ericaceae (7 especies), Cactaceae (5 especies), y Caricaceae (3 especies).

-Todos los taxones analizados en éste trabajo, son especialmente especies silvestres y endémicas del Ecuador, Perú y Bolivia.

-Todos las bayas de las especies analizadas son consumidas como frutas frescas por los pobladores andinos

- De la mayoría de las especies aquí estudiadas, no se han realizado estudios fitoquímicos para determinar sus componentes nutricionales.

-Las frutas silvestres, serían un importante recurso alimenticio vitamínico para los pobladores en el área de estudio.

Agradecimientos

Expresamos nuestro agradecimiento a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo por su constante apoyo y facilidades para la realización de las exploraciones botánicas; especificamente por el financiamiento a través del fondo concursable que promueve la oficina de Vicerectorado de Investigación de nuetra Universidad (UPAO). Nuestro reconocimiento a Eric Rodríguez Rodríguez de la Universidad Nacional de Trujillo, Herbarium Truxillensis (HUT), por habernos facilitado la fotografía de *Eugenia quebradensis* (Myrtaceae) que ilustra nuestro trabajo. Asimismo, dejamos constancia de nuestro agradecimiento a la Dra. Paola Pedraza de la Universidad de Nueva York, U.S.A. por habernos ayudado en la determinación de las especies de la Familia Ericaceae. De igual manera, nuestro agradecimiento, al Dr. Thomas Mione (U.S.A.) quien nos han facilitado algunas de las fotografías para este trabajo. Finalmente, nuestro reconocimiento a la Dra. Rocio De anna por la redacción del abstract y a la Srta. Milagros Leiva Salinas estudiante de la facultad de Medicina Humana por el diseño y diagramación de este artículo.

Literatura citada

Brako, L. & J. Zarucchi. 1993. Catálago de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Monobr. Syst. Bot. Missouri Bot. Garden. Vol 45.

Castro, A. 1993. En: (Clay, J.W. & Clement, C.Eds.) Selected species and strategies to enhance income generation from amazonian forests. FO: Mis /93/6.

Working Paper. FAO, Roma. pp. 68-80

Franceschi, S. *et al.,* 1994. "Tomatoes" and risk of digestive-tract cancers. International Journal of cancer. 59: 181 – 184.

Giovannucci, *et al.,* 1995. Intake of carotenoids and retinol in relation to risk of prostate cancer. Journal of the National cancer Institute 87: 1767 – 1776.

Leiva, S. 1995. Una nueva especie de *Iochroma* (Solanaceae: Solaneae) del Norte del Perú, Arnaldoa 3 (1): 41-44.

Leiva, S.; T. Mione & V. Quipuscoa. 1998. Cuatro nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae: Solaneae) del Norte de Perú. Arnaldoa 5 (2): 179-192.

Leiva, S. & T. Mione. 1999. Dos nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae-Solaneae) del Norte de Perú. Arnaldoa 6 (1): 65-74.

Leiva, S. 2006. *Jaltomata alviteziana* y *Jaltomata dilloniana* (Solanaceae) dos nuevas especies de los Andes del Perú. Arnaldoa 13 (2): 282-289.

Leiva, S. 2006. Tres nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) del Norte del Perú. Arnaldoa 14 (1): 29–44

Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher. 2007. Cuatro nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) del Norte del Perú. Arnaldoa 14 (2): 219–238.

Leiva, S.; M. Zapata; G. Gayoso; P. Lezama & V. Leyva. Algunos frutales silvestres de Solanáceas endémicas del Perú. Arnaldoa 15 (1): 153-163.

León. J. 1968.Fundamentos Botánicos de los cultivos tropicales. Instituto Interamericano de Ciencias agrícolas. Costa rica.487 pp.

Mabberley, D. 2008. Mabberley•s Plant-Book. Cambridge UniversityPress, New York. U.S.A. pp.1019.

Martínez-Crovetto, R. 1964. Estudios etnobotánicos. 1 Nombres de plantas y su utilidad, según los indios tobas del oeste del Chaco. Bomplandia 1: 279-333.

Meyer, T. 1938. Árboles indígenas de frutos comestibles del noreste argentino. Lilloa 3: 233-242.

Mione, T. & A. C. Lawrence. 1996. *Jaltomata sagastegui* and *Jaltomata cajamarca* (Solanaceae), two new shrubs from Northem Peru. Novon 6: 280-284.

Mione, T. & S. Leiva. 1997. A new Peruvian species of *Jaltomata* (Solanaceae) with Blood-Red Floral Nectar. Rhodora 99 (900): 283-286.

Mione, T. & Leiva, S. 1997. A New three new species of *Jaltomata* (Solanaceae) from Ancash, Peru. Novon 10 (1): 53-59.

Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher. 2000. Three new species of *Jaltomata* (Solanaceae) from Ancash, Perú. Novon 10 (1): 53-59.

Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher. 2007. Five New Species of *Jaltomata* (Solanaceae) from Cajamarca, Peru. Novon 17: 49-58.

Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher. 2008. Transferencia de *Saracha weberbaueri* Dammer subspecie *pallascana* Bitter, conocida como *Saracha pallascana* (Bitter) Macbr. A *Jaltomata pallascana* (Bitter) Mione. Arnaldoa 15 (2):285-288

Pamplona, J. 2004. El poder medicinal de los alimentos. 4ta. Reimp.Casa Editora Sudamericana. Buenos Aires, Argentina, 383 pp.

Osato, J.; L. Santiago & G. Remo. 1993. Antimicrobial and antioxidant activities of unripe papaya. Life Sciences, 53: 1383-1389.

Singh,R.; S. Rastogi & S. Singh. 1992. Affects it guava intake on serum total and high-density lipoprotein cholesterol levels and on systemic blood pressure. Am. J. Cardiol., 70: 1287-1291.

Stahl, W. & H. Sies. 1996. Lycopene: a biologically important carotenoid for humans?. Arch. Biochem. Biophys. 336: 1 – 9.

Ulloa, C.; J. Zarucchi & B. León. 2004. Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2993. Arnaldoa. Edición Especial, pp 1-242.

Vásquez, V. & T. Rosales, 1993. Al rescate de Paleotécnologías, cultivos extinguidos y del sustento alimenticio futuro. Universidad Nacional de Trujillo. Revista del Museo de Arqueología N° 4, pp. 351-364.

Weingend, M. 2002. Observations on the Biogeography of the Amotape- Huancabamba Zone in Northern Perú, *in* K. Young *et al.*, Plant Evolutions and Endemism in Andean South America. Bot. Review 68 (1): 38-54.

Weingend, M. 2004. Additonal observations on the Biogeography of the Amotape-Huancamamba Zone in Northern Peru: Defining the South-Easterns limits. Rev. Peru. Biol. 11 (2): 127-134

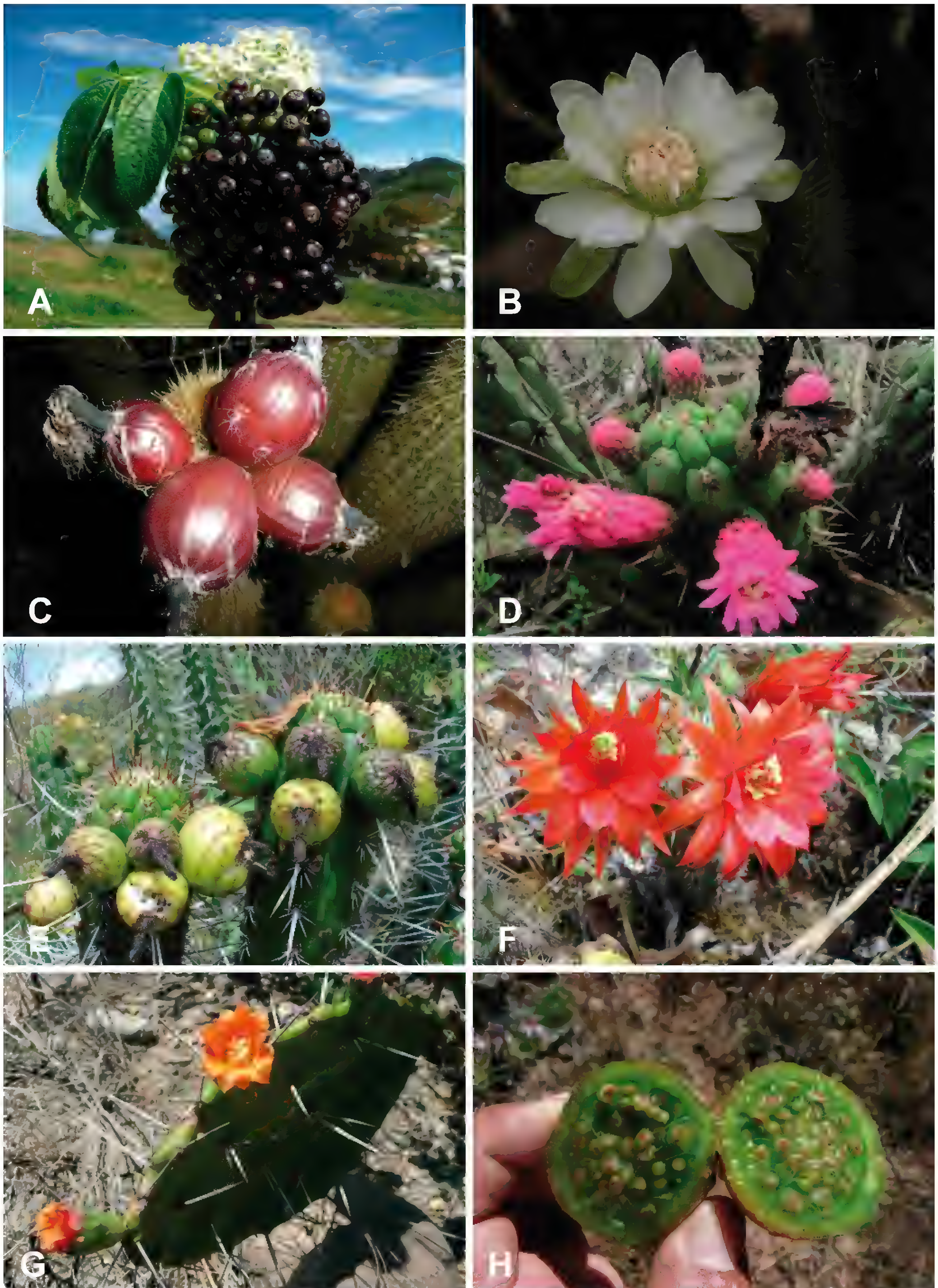


Fig. 1. A. *Sambucus peruviana*; B-C. *Cleistocactus fieldianus*; D-E. *Cleistocactus fieldianus* subsp. *samnensis*; F. *Haageocereus pacalaensis*; G-H. *Opuntia quitensis*.



Fig. 2. A. *Weberbauerocereus winterianus*; B. *Carica candicans*; C. *Carica monoica*; D-E. *Vasconcellea weberbaueri*.



Fig. 3. A. *Ephedra americana;* B. *Cavendishia punctata;* C. *Disterigma empetrifolium;* D. *Disterigma humboldtii;* E. *Gaultheria erecta*; F. *Gaultheria myrsinoides*; G. *Psammisia ulbrichiana*; H. *Vaccinium floribundum*.

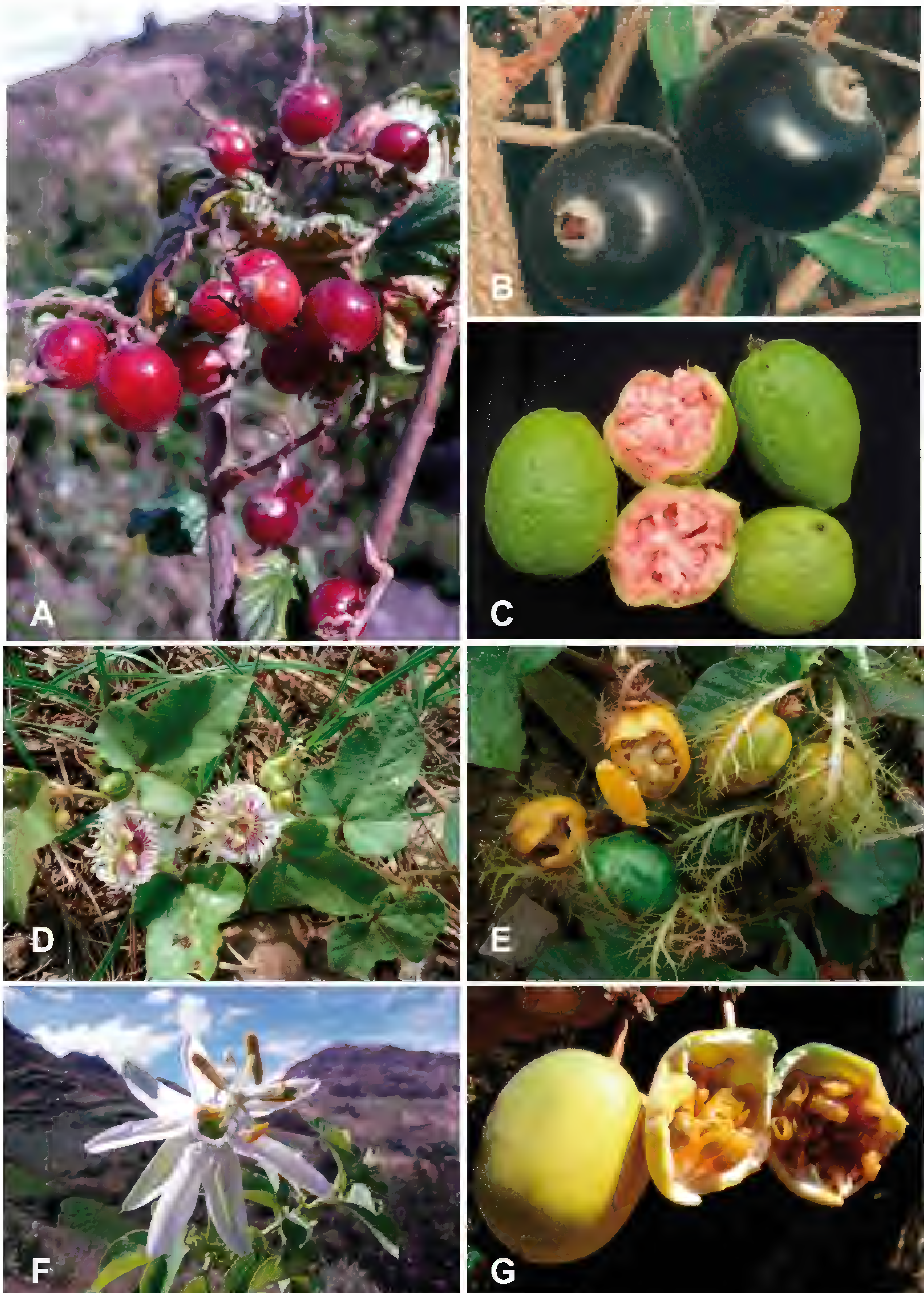


Fig. 4. A. *Ribes weberbaueri;* B. *Eugenia quebradensis(Foto: E. Rodriguez, HUT);* C. *Psidium guajava*; D-E. *Passiflora foetida;* F-G. *Passiflora peduncularis*.



Fig. 5. A. *Pteromonnina macrostachya*; B. *Pteromonnina pterocarpa;* C. *Duchesnea indica*; D. *Margyricarpus pinnatus*; E. *Rubus floribundus*; F. *Rubus rosifolius*.

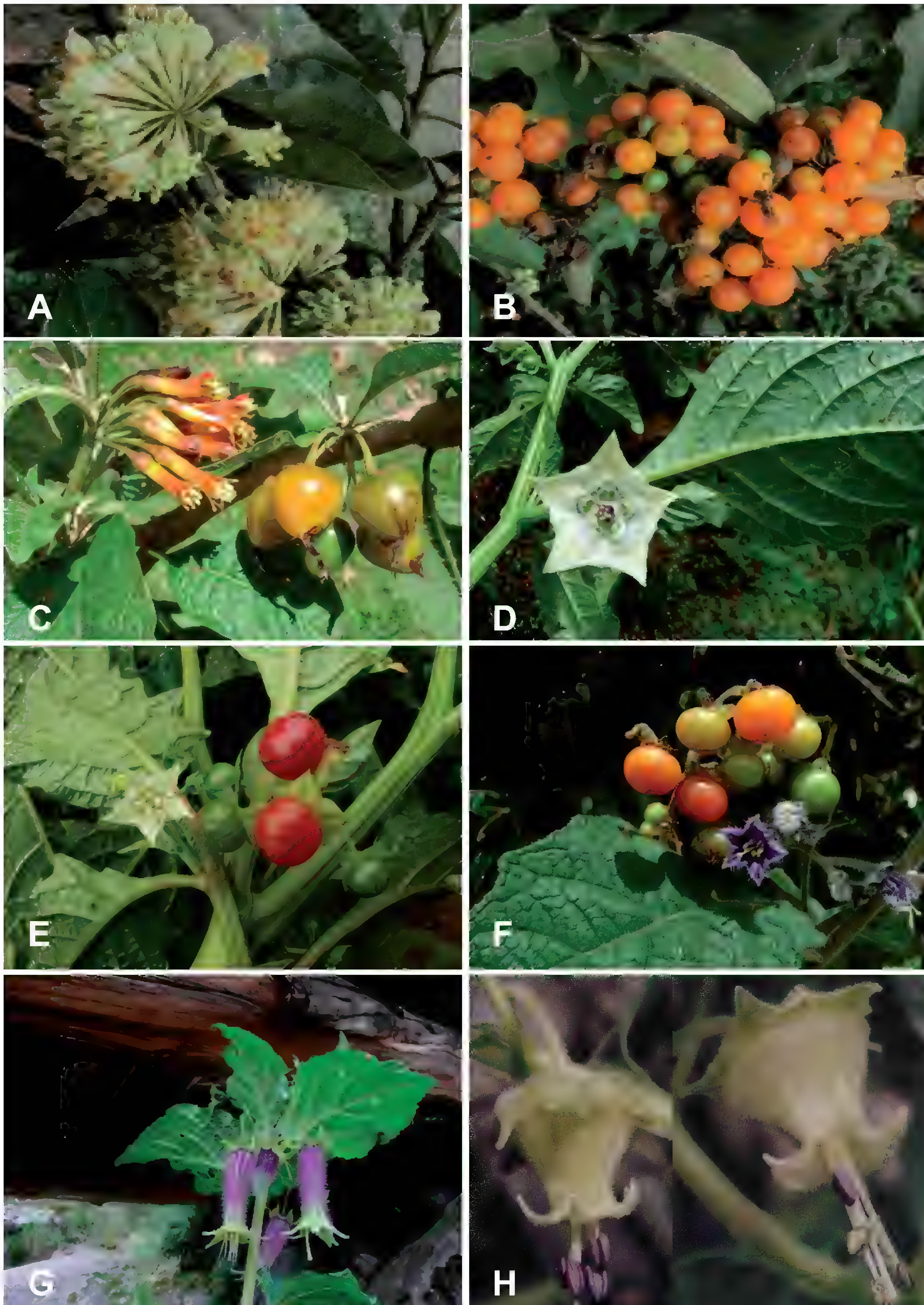


Fig. 6. A-B. *Acnistus arborescens*; C. *Iochroma edule*; D. *Jaltomata aypatensis*; E. *Jaltomata auriculata;* F. *Jaltomata bernardelloana*; G. *Jaltomata bicolor*; H. *Jaltomata biflora*.

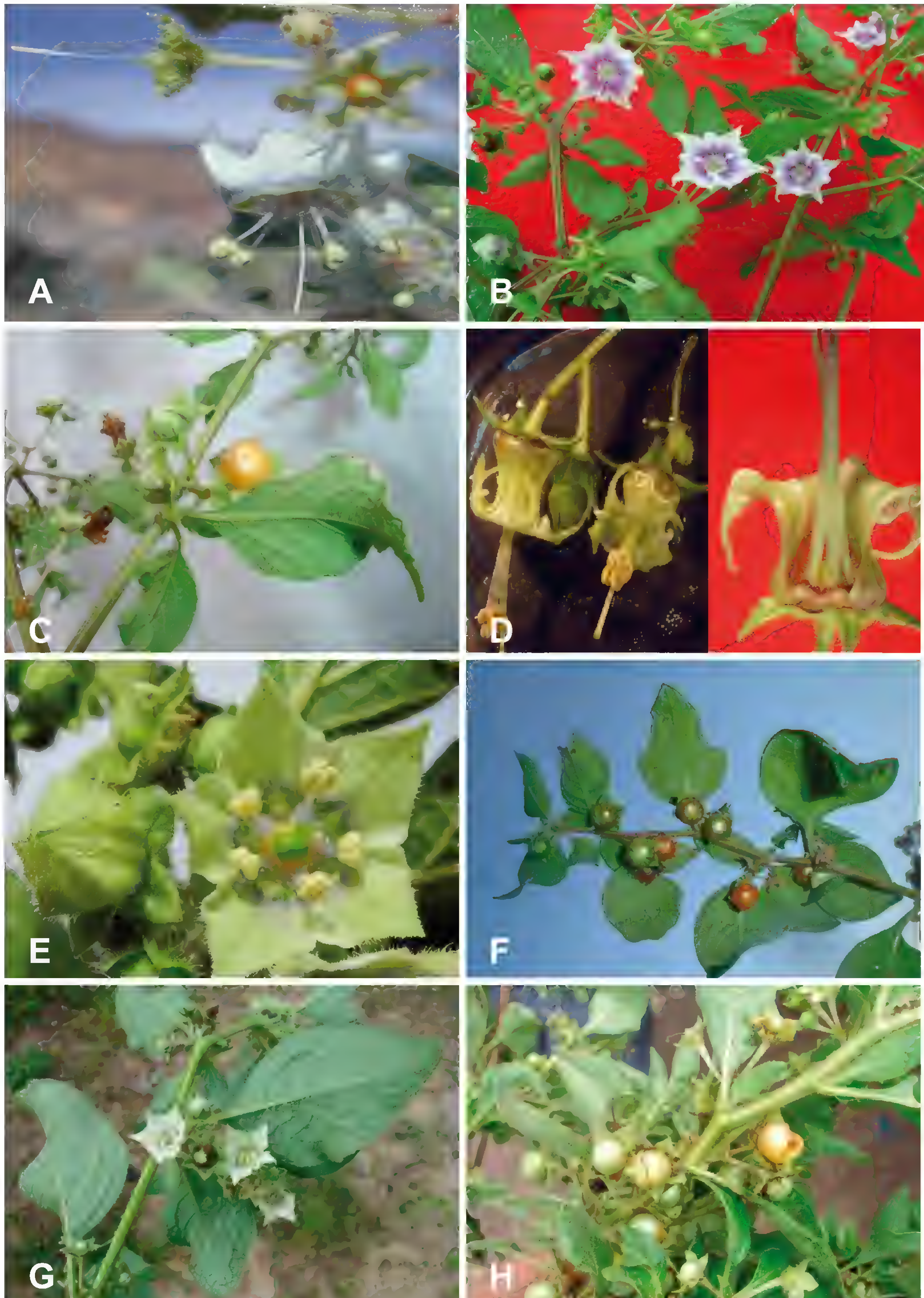


Fig. 7. A. *Jaltomata cajacayensis*; B-C. *Jaltomata Cajamarca;* D. *Jaltomata contumacensis;* E-F. *Jaltomata cuyasensis*; G-H. *Jaltomata chotanae.*

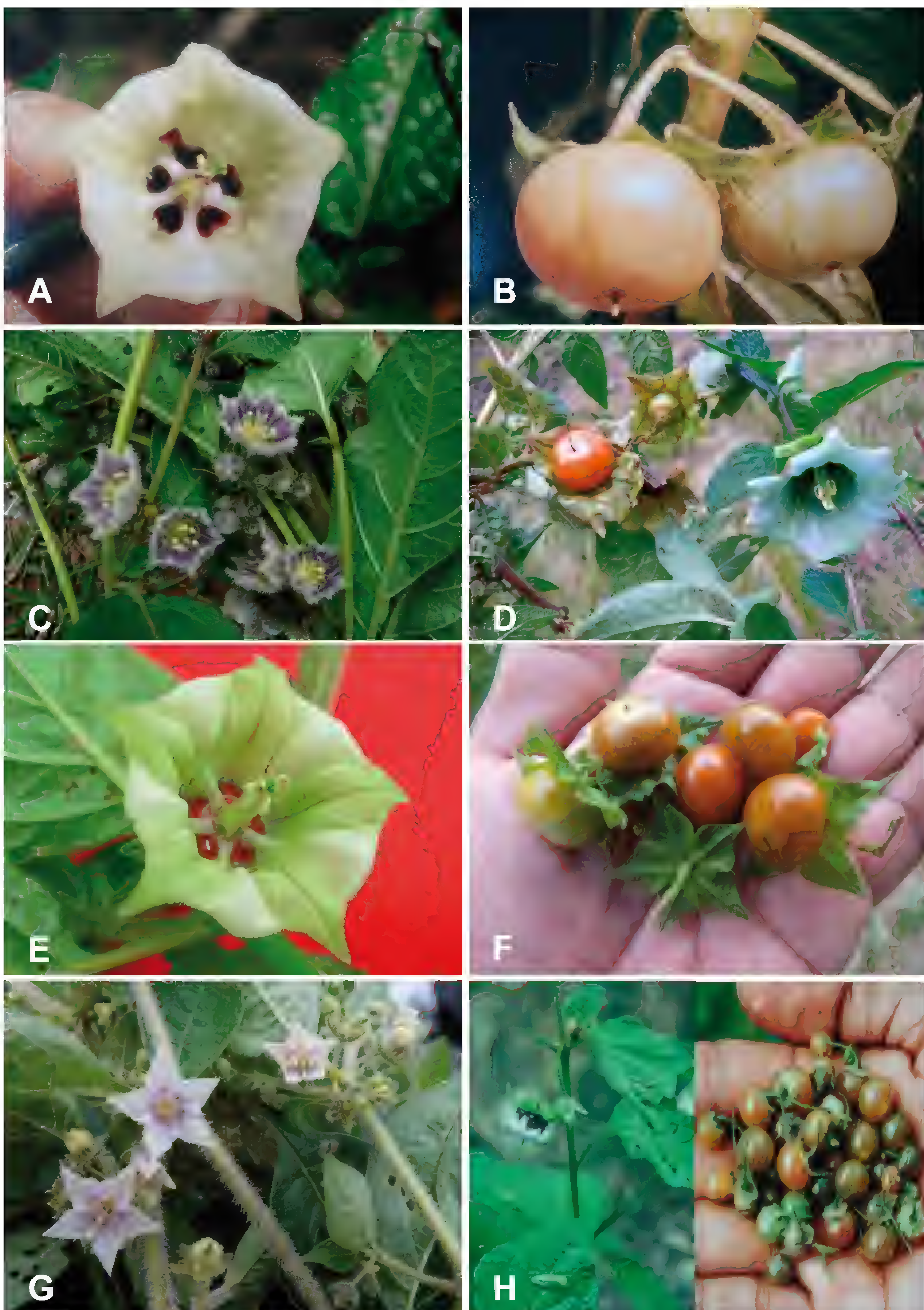


Fig. 8. A-B. *Jaltomata dendroidea;* C. *Jaltomata dentata*; D. *Jaltomata guillermo-guerrae*; E-F. *Jaltomata herrerae*; G. *Jaltomata lanata*; H. *Jaltomata leivae*.

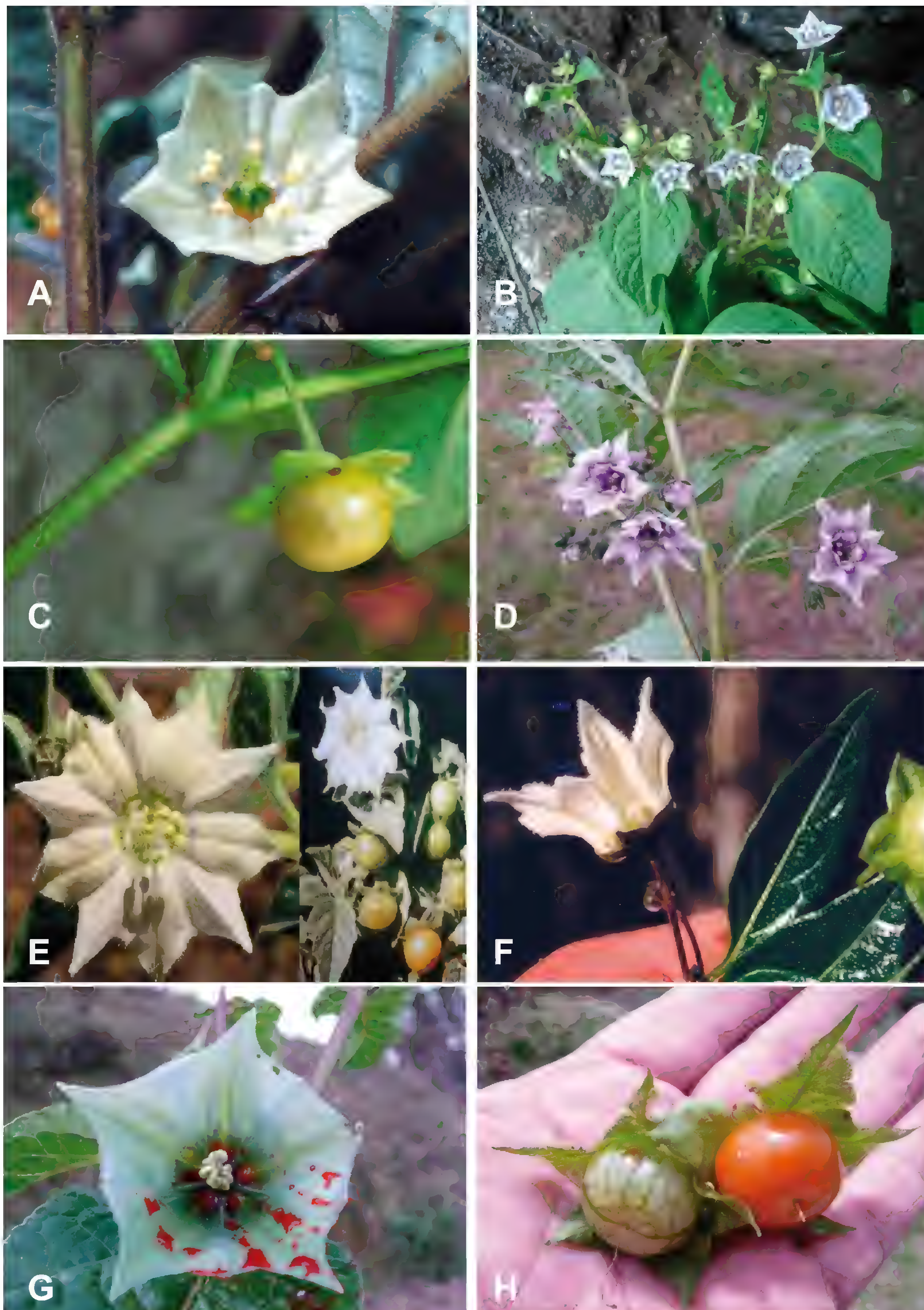


Fig. 9. A. *Jaltomata lezamae*; B-C. *Jaltomata lomana;* D. *Jaltomata mionei*; E. *Jaltomata nigricolor;* F. *Jaltomata oppositifolia*; G-H. *Jaltomata pallascana*.

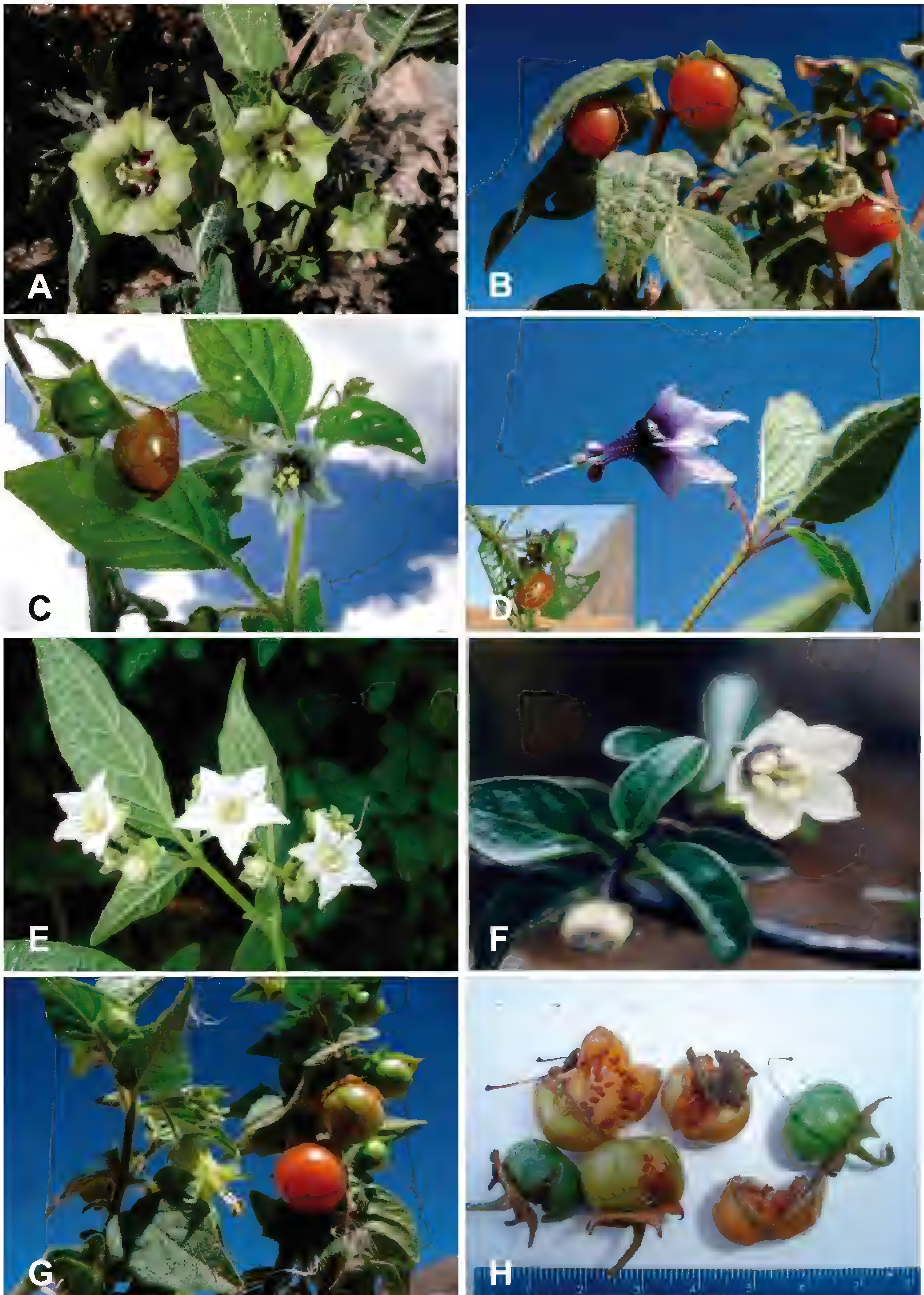


Fig. 10. A-B. *Jaltomata paneroi*; C. *Jaltomata pilosissima*; D. *Jaltomata propinqua;* E. *Jaltomata sagastegui;* F. *Jaltomata salpoensis*; G-H. *Jaltomata sanchez-vegae.*

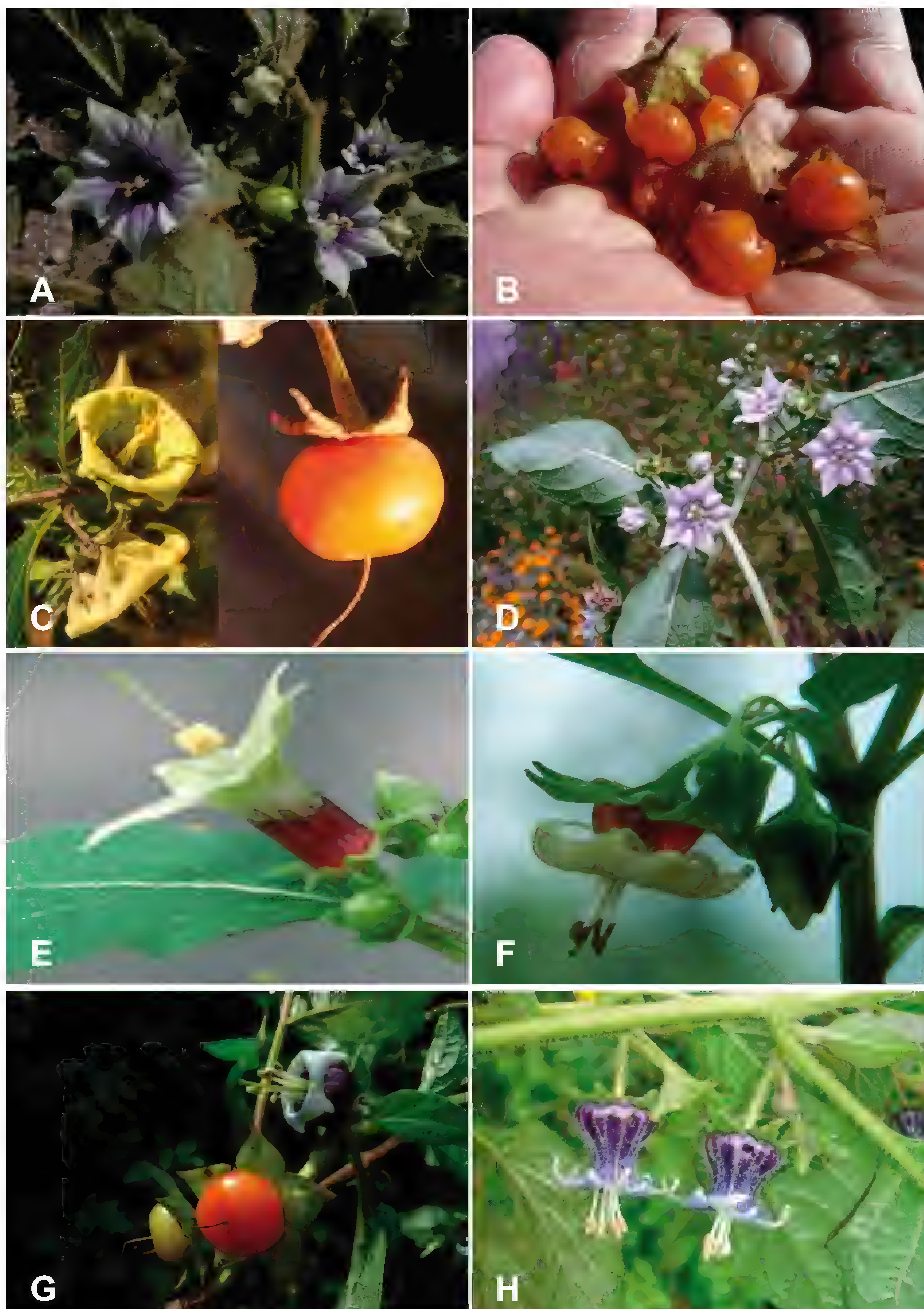


Fig. 11. A-B. *Jaltomata sinuosa;* C. *Jaltomata tayabambae;* D. *Jaltomata truxillana*; E. *Jaltomata umbellata;* F-G. *Jaltomata ventricosa*; H. *Jaltomata yacheri*.



Fig. 12. A. *Jaltomata yungayensis;* B. *Jaltomata weberbaueri;* C-D. *Larnax sagastegui*; E-F. *Lycianthes lycioides;* G-H. *Solanum quitoense.*

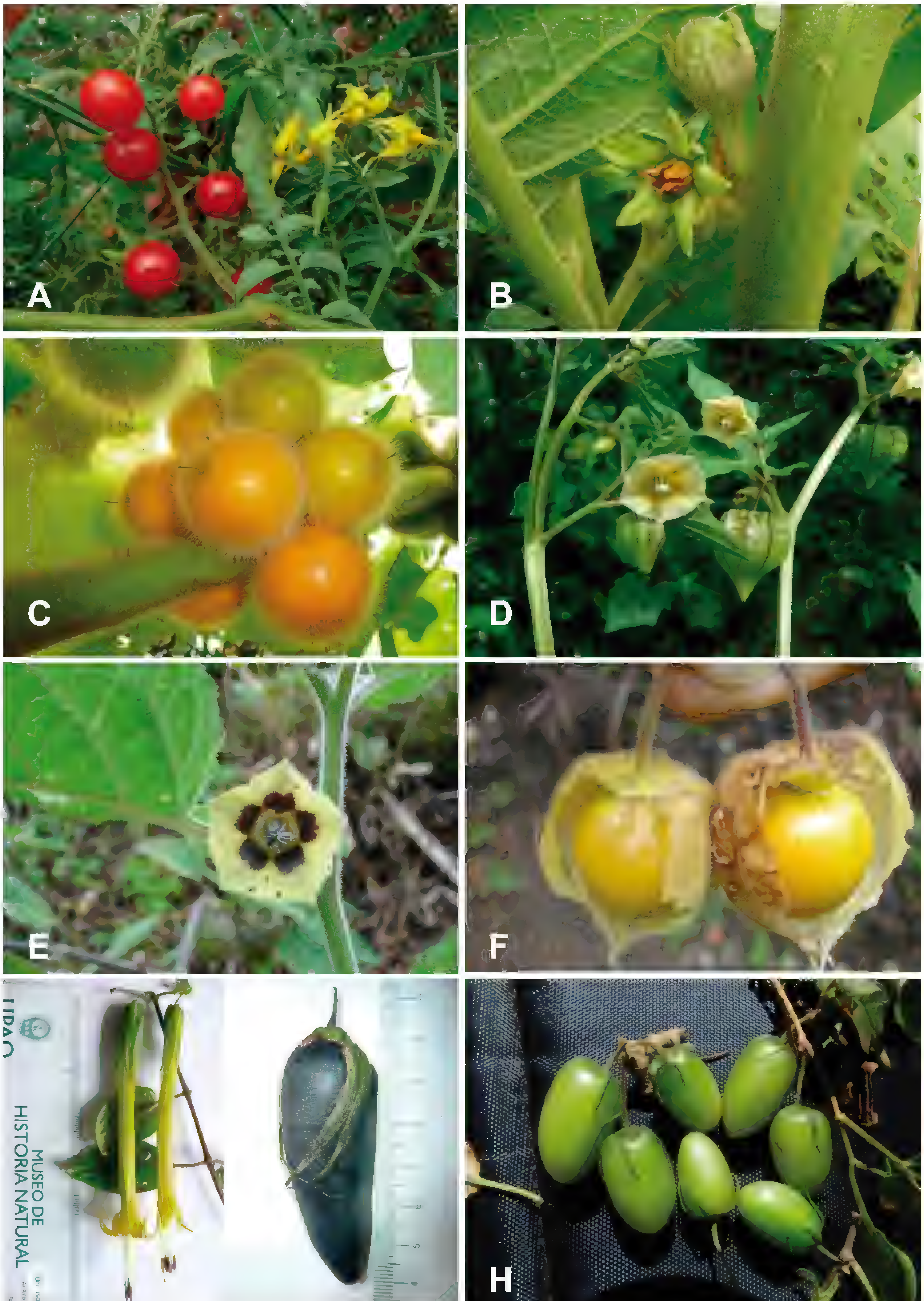


Fig. 13. A. *Solanum pimpinellifolium;* B-C. *Solanum sessiliflorum*; D. *Physalis lagascae;* E-F. *Physalis peruviana*; G. *Salpichroa didierana*; H. *Salpichroa gayi*.

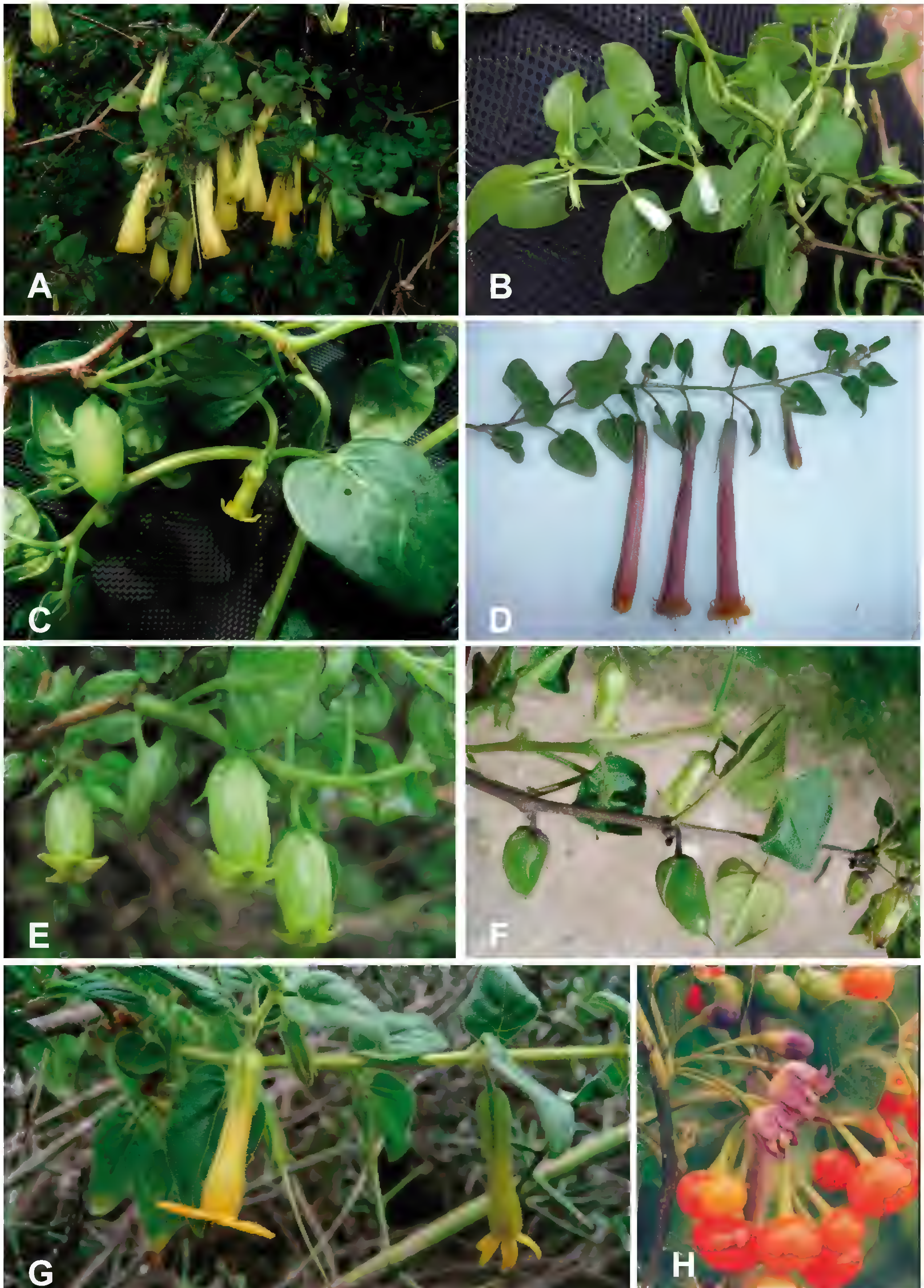


Fig. 14. A. *Jaltomata glandulosa*; B. *Salpichroa leucantha;* C. *Salpichroa micrantha*; D. *Salpichroa proboscidia*; E. *Salpichroa romosissima;* F. *Salpichroa tristis;* G. *Salpichroa weberbaueri.;H. Vassobia breviflora*

Arnaldoa 20 (2): 359 - 432, 2013 ISSN: 1815-8242

Siete especies de plantas vasculares de importancia económica en el Perú: Fichas botánicas

Seven vascular plants species used in Peru: Factsheet botanical



Nicolas Dostert
botconsult GmbH. Fidicinst. 11, D-10965 Berlin, Alemania. info@botconsult.de

José Roque
Museo de Historia Natural, Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Perú. acanoe@unmsm.edu.pe; jroqueg@unmsm.edu.pe

Grischa Brokamp
Institut für Biologie – Systematische Botanik und Pflanzengeographie, Freie Universität Berlin, Altensteinstr. 6, 14195 Berlin, Germany.

Asunción Cano, María I. La Torre
Museo de Historia Natural, Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Perú. acanoe@unmsm.edu.pe; jroqueg@unmsm.edu.pe

Maximilian Weigend
botconsult GmbH. Fidicinst. 11, D-10965 Berlin, Alemania. info@botconsult.de

Diana Flores
Consultor GIZ para el Proyecto Perubiodiverso (GIZ-SECO)

Resumen

Se presenta un acercamiento general del estado de conocimiento botánico de siete especies de plantas utilizadas en el Perú. En base a literatura publicada y revisión de herbarios, se presentan datos sobre la morfología, taxonomía y variabilidad de las especies *Physalis peruviana* "aguaymanto", *Prosopis pallida* "algarrobo", *Myrciaria dubia* "camu camu", *Lepidium meyenii* "maca", *Plukenetia volubilis* "sacha inchi", *Caesalpinia spinosa* "tara" y *Smallanthus sonchifolius* "yacón"; asimismo, se comenta las distribuciones geográficas, ecología y descripción de las áreas más adecuadas para sus cultivos, con datos sobre crecimiento, biología floral, enfermedades y plagas.

Palabras clave: Andes, Costa, Amazonía, cultivos, frutos, raíces, agrobiodiversidad.

Abstract

A general overview about botanical knowledge status of seven plant species used Peru is presented. Using published information and herbaria revision, we present data about the morphology, taxonomy and variability of *Physalis peruviana* "aguaymanto", *Prosopis pallida* "algarrobo", *Myrciaria dubia* "camu camu", *Lepidium meyenii* "maca", *Plukenetia volubilis* "sacha inchi", *Caesalpinia spinosa* "tara" y *Smallanthus sonchifolius* "yacón"; moreover, its distribution, ecology and description of the areas most suitable for cultivation, with information about growth, floral biology, diseases and plagues are commented.

Key words: Andes, Coast, Amazonia, crops, fruits, roots, agrobiodiversity.

Introducción

El deterioro de los ecosistemas, con la consecuente pérdida de biodiversidad, es uno de los más graves problemas que enfrenta nuestro país. La situación actual y el estado de conservación de las especies, así como la información histórica registrada, en la mayoría de los casos son insuficientes para conocer la realidad actual. Además la existencia de plantas subutilizadas o poco valoradas que pueden satisfacer necesidades básicas de las personas, debe involucrarse en un tema tan álgido como es el de la seguridad alimentaria o servir como fuentes de desarrollo a zonas de alta pobreza donde el cultivo tiene un significado de cultivo alternativo (Cabieses, 1993; 2003; 2007; Ley N° 28477; Piazza, 2011).

Desde Hipócrates, quien dijo: ... "*Que tu alimento sea tu medicina y tu medicina sea tu alimento*", las plantas alimenticias y medicinales que utilizamos, como frutas, verduras y especias, tienen usos terapéuticos ya sea en forma de infusiones, tinturas, extracto seco, aceites esenciales, entre otros, o simplemente son saludables. La Organización Mundial para la Salud (OMS) ha pedido a los países actualizar su conocimiento en materia de seguridad y eficacia para las medicinas con base de hierbas, lo mismo hace la FAO remarcando el hecho de la inocuidad alimentaria y es la agencia de seguridad alimentaria de los países europeos (European Food Safety Authority - EFSA) o las agencias propias de dichos países, así como la Food and Drug Administration (FDA) en los Estados Unidos de América, quienes requieren tener conocimiento pleno de la identidad botánica de los productos comercializados en dichos países. Dentro de este contexto, el enfoque saludable desde el punto de vista del consumidor puede llegar a ser un tema de desarrollo porque las exportaciones de los productos no tradicionales se ha incrementado largamente en los últimos años, pero al mismo tiempo, se debe brindar seguridad, entendiéndose que el producto

debería tener las mismas características de inocuidad desde su punto de origen (Regulation N° 258/27; FDA, 2013).

En el Perú, muchas personas hacen uso de la medicina tradicional; las plantas medicinales para estas poblaciones tienen un gran valor social y cultural. El conocimiento tradicional que se desprende de esta práctica debe ser registrado y protegido. En un país megadiverso como el nuestro, el número de plantas empleadas para satisfacer las necesidades de la población son numerosas. Al respecto, Brack (1999) indica que, en el Perú, cerca de 5000 plantas son utilizadas para 49 fines distintos, entre los que destacan los usos medicinales y alimenticios; indica también, que la mayor parte de ellas son nativas del país (cerca de 4400) y que de éstas, el 57% se aprovechan del estado silvestre y que solo el 12% se pueden considerar domesticadas y semidomesticadas. Por ello, enfatizamos la importancia del uso sostenible de nuestros recursos vegetales. A nivel mundial, Wiersema & León (2013) reportan 12532 plantas vasculares de importancia económica.

Desde mediados del 2008, el proyecto Perú biodiverso (PBD) busca fortalecer y promover cadenas de valor de bienes y servicios relacionados con la biodiversidad nacional y el desarrollo rural sostenible para que la población pobre de áreas rurales seleccionadas mejore su participación económica con orientación hacia el mercado, en condiciones de equidad (GTZ, s/a; GIZ, 2013). Este proyecto se desarrolló en el marco del Programa Nacional de Promoción del Biocomercio del Perú y fue apoyado inicialmente por la cooperación alemana y posteriormente, en su segunda fase, además, por la cooperación suiza, con el objetivo de impulsar la generación y consolidación de los bionegocios en el Perú, basados en la biodiversidad nativa, como incentivo para su conservación, aplicando criterios de sostenibilidad ambiental, social y económica.

Las disposiciones para "nuevos alimentos" como el reglamento UE N° 258/97 (NFR) o la denominación generalmente reconocido como seguro (GRAS) creada por la Food and Drug Administration (FDA) de los EEUU en 1958, bajo la Ley Federal de Alimentos, Medicamentos y Cosméticos (FFDCA) constituyen una barrera al acceso de productos que son de nuestro interés comercial.

De esta manera, el PBD se puso en contacto con los botánicos del Museo de Historia Natural de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos (Asunción Cano, José Roque y María Isabel La Torre) y con la empresa alemana Botconsult GmbH (Nicolas Dostert y Maximilian Weigend), con quienes se formó un equipo coordinado por Diana Flores (en coordinación con la Deutsche Gesellschaft für Internationale Zusammenarbeit-GIZ), quien, además, proporcionó información para la preparación de las monografías: histórica y de caracterización.

El encargo para este equipo de botánicos fue, la elaboración de fichas técnicas para siete especies de plantas vasculares: *Physalis peruviana* "aguaymanto", *Prosopis pallida* "algarrobo", *Myrciaria dubia* "camu camu", *Lepidium meyenii* "maca", *Plukenetia volubilis* "sacha inchi", *Caesalpinia spinosa* "tara" y *Smallanthus sonchifolius* "yacón".

Material y métodos

Para la obtención de la información requerida para la elaboración de las fichas botánicas, se realizaron búsquedas intensivas de literatura pertinente en las principales bibliotecas universitarias (La

Molina, San Marcos, Museo de Historia Natural), en bases de datos de texto completo como Science Direct (www.sciencedirect.com), JSTOR (www.jstor.org), Springer (www.springer.com) y Google Scholar (scholar.google.com), incluyendo la base de datos de resúmenes y citas de artículos Scopus (elsevier.com/online-tools/scopus), entre otras; en algunos casos, se tomó en consideración la información contenida en informes técnicos. Asimismo, se efectuó la búsqueda de ejemplares pertenecientes a las siete especies localizados en herbarios nacionales, principalmente en el Herbario San Marcos (USM) y La Molina (MOL), en donde se recolectó y sistematizó la información de los especímenes plenamente determinados.

La búsqueda de la información se concentró en: botánica (taxonomía, morfología, variabilidad), caracteres diagnósticos y posible confusiones, distribución, ecología y posibles áreas de cultivo y colecta (hábitat, crecimiento), cultivo y explotación (cultivo, suelo, propagación generativa, vegetación vegetativa, cosecha y rendimiento, sostenibilidad) y poscosecha. En todos los casos, la búsqueda de información de literatura y herbarios corresponden hasta el 2012.

Cada ficha botánica reúne la información recopilada y/o generada en los ítems arriba indicados, con la bibliografía consultada e ilustraciones fotográficas. Se incluye también una versión en inglés, con la finalidad de darle una mayor difusión a nivel internacional.

Para el caso de *Physalis peruviana* "aguaymanto" se tuvo la oportunidad, a través de GIZ, de revisar material fresco de frutos enviados por productores de Cajamarca; este material fue evaluado en el Museo de Historia Natural-UNMSM.

1. *Physalis peruviana* L. "aguaymanto" (Solanaceae)

I. Botánica.

Género. *Physalis* es uno de los géneros más grandes de las Solanaceae y comprende 75—90 especies (Estrada *et al.*, 1999; Sullivan *et al.*, 2005; Whitson & Manos, 2005). Las especies se distribuyen en el Nuevo Mundo, con una excepción (*P. alkekengi* L.) y su centro de diversidad se encuentra en México (Waterfall, 1967). Especies cultivadas y las que se comportan como malezas han sido introducidas en zonas cálidas de todo el mundo. La característica más importante del género es el cáliz, el que se desarrolla durante la fructificación, se elonga rodeando la baya completamente, y cuelga hacia abajo como una lámpara. Esta característica hace de *Physalis* uno de los géneros más fáciles de reconocer dentro de la familia Solanaceae. Típicamente, las especies de *Physalis* son anuales o perennes de vida corta, con flores solitarias axilares y corola amarilla. La corola es normalmente indivisa, campanulada y, frecuentemente, presenta puntos oscuros en la base.

Morfología. *Physalis peruviana* es una hierba perenne, 45—90 (—300) cm de alto, con un tallo erecto poco ramificado, cilíndrico y densamente pubescente (Wu & Raven, 1994; Benítez de Rojas & Magallanes, 1999). La raíz principal alcanza una profundidad de 50—80 cm. La mayoría de las raíces son fibrosas y se desarrollan a una profundidad de 10—15 cm, a grandes elevaciones el sistema radicular es superficial. El pecíolo es (0,5—) 2—6 cm de largo, la lámina foliar es anchamente aovada a aovada, (0,9—) 6 —(4,5—) 13,5 cm largo y (1,4—) 3,5—10 cm ancho. Las hojas son alternas, densamente pubescentes, con base (sub-) cordadas, enteras o con pocos dientes inconspicuos,

y cortamente apiculadas. El pedúnculo floral es de 10—13 mm de largo; el cáliz es anchamente campanulado, en floración 15—18 mm de largo y pubescente en la cara exterior, en fructificación es acrescente, de color verde a beige, ovoide, con 5—10 nervios sobresalientes y algo rojizos, 8—10 mm de largo y 3 mm de ancho, laxamente pubescente en la cara exterior. Las flores se disponen verticalmente erectas o algo inclinadas. La corola es amarilla, con cinco máculas púrpuras, en la garganta del tubo de la corola, 1—1,8 cm de largo y 1,2—2 cm de ancho, con un anillo denso de tricomas debajo de las máculas. Los filamentos y anteras son (azul-) púrpuras y las anteras de 2,5—3 mm de largo. El ovario es verde con un anillo o disco en base, estilo púrpura con estigma claviforme. Las bayas maduras son amarillas a anaranjadas, 1—2 cm de longitud y 1-1,5 cm ancho (diámetro) y pesan 4—10 g. Los frutos contienen 100—200 (—300) semillas amarillas, de 1,25—2,5 mm de diámetro (Figura 1).

Taxonomía. La filogenia y la taxonomía del grupo son problemáticas y no están completamente resueltas. Tanto la delimitación entre especies como la del género son aún materia de discusión (Estrada & Martínez, 1999; Martínez,1999). La identificación de especies es hasta cierto punto compleja, ya que los caracteres diagnósticos son difíciles de reconocer en material de herbario, lo que hace necesario el conocimiento de las especies en estado viviente (Sullivan, 2004; Bean, 2006). Los estudios actuales asumen que el género es parafilético (Sullivan *et al.*, 2005; Whitson & Manos, 2005).

Variabilidad. Aún cuando, debido a su generalmente densa pubescencia, *P. peruviana* sea fácil de reconocer, siempre aparecen formas que tienen los tallos y las hojas prácticamente glabras (Benítez de Rojas & Magallanes, 1999). Hay variedades comerciales conocidas en Estados Unidos y Nueva Zelanda (Puente *et al.*, 2011). También, en Bulgaria se han desarrollado cultivares (Popova *et al.*, 2010). *P. peruviana* se puede dividir en ecotipos en relación con el tamaño, color y forma del fruto, forma de la flor, y altura y tamaño de la planta. Tres ecotipos son los más frecuentemente cultivados y tienen su origen en Colombia, Kenia y Sudáfrica. El fruto de la forma colombiana, que es más pequeño, con un peso promedio de sólo 5 g, tiene un contenido de azúcar más alto que las otras formas y una coloración más intensa. Bajo condiciones de invernadero se han registrado los siguientes valores de peso promedio del fruto: Colombia (4,2 g), Sudáfrica (6,6 g) y Kenia (8,9 g) (Fischer & Ludders, 1992). También en las Universidades de Cusco y Cajamarca en Perú, se han realizado ensayos de cultivo y se han seleccionado ecotipos para el cultivo (Tapia & Fries, 2007). Sánchez (2006) señala la presencia de seis ecotipos para la zona norte del Perú: Urquiaco (Cajamarca), Agocucho (Cajamarca), Huancayo 1 y Huancayo 2 (Junín), Cajabamba (Cajamarca) y Era (Cajamarca). Moncada (2004) menciona los ecotipos INIA 8 e INIA 40, aunque en ninguno de los casos citados se indican las diferencias morfológicas entre los mismos. Recientemente, productores de Cajamarca hicieron llegar para determinación botánica, al Museo de Historia Natural–UNMSM, cuatro ecotipos diferentes a los mencionados (Cumbico, Encañada, Villa Andina y San Marcos). Adicionalmente, los primeros experimentos de hibridización entre formas de *P. peruviana* fueron realizados con éxito (Leiva-Brondo *et al.*, 2001). Tal como ocurre con otros géneros de valor comercial en Solanaceae, es altamente probable que el cultivo comercial de formas híbridas de *P.*

peruviana juegue un rol importante en el futuro.

II. Caracteres diagnósticos y posibles confusiones.

Physalis peruviana es normalmente cultivada y no se lleva a cabo recolecta de frutos de plantas en estado silvestre, de modo que el riesgo de confusión es relativamente bajo. No existe literatura sobre la delimitación de esta especie con las otras especies de *Physalis* en Perú. Una delimitación aproximada (con excepción de *P. viscosa*) puede ser realizada con base en la Flora de Venezuela (Benítez de Rojas & Magallanes, 1999).

Tabla 1. Delimitación de las especies peruanas de *Physalis* (Benítez de Rojas & Magallanes 1999; Medina 1998).

	P. angulata var. angulata	*P. lagascae*	*P. pubescens var. pubescens*	*P. peruviana*	*P . quillabambensis*
Indumento	Glabra o glabrescente	Pubescente	Pubescente	Pubescente	Pubescente
Cáliz en frutificación	10-costulado	10-costulado	5-costulado	10-costulado	10-costulado
Relación largo tubo/ lobos del cáliz en flor	1,5 : 1	1,4 : 1	0,8 –1,5 : 1	1:01	1 : 0,5
Costillas del cáliz en fructificación	–	Rugosas	–	Lisas	-
Pubescencia interna de la corola	Formado a manera de triángulos curvilíneos entre los filamentos	Internamente pubescente, los tricomas dispuestos a todo lo ancho del tubo en sus 2/3 partes	Pubescente en su parte media, los tricomas dispuestos en forma continua	Internamente pubescente en su tercio inferior y en forma continua	Tricomas pluricelulares dispuestos en un anillo no muy denso.

III. Distribución.

Distribución mundial. *P. peruviana* es originaria de los Andes del norte de Sudamérica y hoy en día es cultivada en todos los Andes sudamericanos (Legge, 1974; Salazar *et al.*, 2008; Puente *et al.*, 2011). El cultivo en Europa comenzó en el siglo XVIII en Inglaterra (Klinac, 1986). La ocurrencia de ejemplares asilvestrados de *P. peruviana* está hoy documentada en varios países, como por ejemplo, Ecuador, Chile, Venezuela, Hungría, India, Australia, China, Macronesia y Sudáfrica (African Plants Database; Hansen & Sunding, 1993; Wu & Raven, 1994; Jørgensen & León-Yánez, 1999; Sudhakaran & Ganapathi, 1999; Bean, 2006; Paksi *et al.*, 2007; Hokche *et al.*, 2008; Zuloaga *et al.*, 2008).

Distribución en Perú. La ocurrencia de *P. peruviana* ha sido documentada en Perú sólo para ocho Departamentos, pero seguramente ocurre en todos los

Departamentos andinos (Brako & Zarucchi, 1993; Vilcapoma, 2007). El cultivo se encuentra principalmente asociado a zonas (frías) mésicas, de las regiones andinas de Ancash, Huánuco, Junín, Ayacucho, Arequipa, Cajamarca y Cusco (Tapia & Fries, 2007).

IV. Ecología y posibles áreas para el cultivo.

Hábitat. *P. peruviana* se encuentra en estado silvestre o asilvestrado en los pisos altitudinales intermedios de los Andes, entre los 1500 y 3000 msnm (Salazar *et al.*, 2008).

Crecimiento. La temperatura es uno de los factores más importantes para el cultivo de *P. peruviana* (Salazar *et al.*, 2008; Popova *et al.*, 2010). Las indicaciones sobre temperatura óptima para el cultivo de *P. peruviana* no son del todo concordantes; de acuerdo con Tapia & Fries (2007), la temperatura promedio óptima para el crecimiento es de 18 °C. Las plantas resisten también temperaturas más bajas, pero el crecimiento se ve mermado ante temperaturas bajo 10 °C y las plantas sufren daños por heladas ante temperaturas bajo 0 °C. En invernadero muestran crecimientos vegetativos y generativos muy bajos a temperaturas radiculares de 8 °C (Fischer & Ludders, 1992). Para la producción de frutos se ha indicado una temperatura mínima de 5 °C (Leiva-Brondo *et al.*, 2001). En ensayos modelo, las temperaturas mínimas para los diferentes procesos de crecimiento vegetativo y generativo se encuentran entre 1,9 y 10,8 °C (Salazar *et al.*, 2006). Temperaturas considerablemente más altas que las temperaturas óptimas de crecimiento afectan la formación de flores y frutos. Ensayos en invernadero con diferentes temperaturas en la zona radicular muestran que la producción de materia seca es dependiente del ecotipo (Fischer *et al.*, 2000). El ecotipo colombiano muestra la más alta producción de materia seca bajo una temperatura radicular constante de 29 °C, mientras que la forma sudafricana lo hace a 22 °C. En otros ensayos, sin embargo, se mostró un aumento en la producción de materia seca total sólo hasta ca. 22 °C, al nivel de las raíces, para ambos ecotipos; la materia seca de frutos y la tasa neta de fotosíntesis, por el contrario, aumentan hasta una temperatura radicular de 30 °C (Fischer *et al.*, 1992). Las plantas necesitan bastante agua durante la estación de crecimiento y menos agua durante la maduración de los frutos. Precipitaciones entre 1000 y 2000 mm y una humedad del aire de 70—80 % son ideales durante la estación de crecimiento (Puente *et al.*, 2011).

Biología floral. *P. peruviana* es predominantemente autógama (Sinha *et al.*, 1976; Leiva-Brondo *et al.*, 2001). La polinización cruzada ocurre, pero en magnitudes restringidas. Las flores son polinizadas muy fácilmente por insectos (abejas, entre otros) y viento. En un estudio hindú, la polinización abierta llevó, en relación a otros tipos de polinización, a una más alta producción de frutos (85 %) (Gupta & Roy, 1981). Después de la polinización, la corola se desprende de la flor, y el cáliz se elonga hasta incluir completamente al fruto (Whitson & Manos, 2005).

Fotoperiodo. Un estudio sobre el fotoperiodo de *P. peruviana* en Alemania muestra que las flores se abren una semana antes bajo condiciones de días cortos (8 horas de luz) que bajo condiciones de días largos (16 horas de luz) (Heinze & Midasch, 1991). No existen a la fecha más datos sobre el fotoperiodo de *P. peruviana.* Ya que esta especie crece y se cultiva sin problemas en casi todos los lugares del mundo, es razonable asumir que la especie

es fotoneutral.

Región de cultivo. Tal como lo muestra su extendida distribución, *P. peruviana* crece en una amplia variedad de hábitats, desde el nivel del mar hasta los 3300 m (Salazar *et al.*, 2006).

V. Cultivo y explotación.

Cultivo. La propagación puede efectuarse tanto por estacas como por semillas. En cultivo, la propagación se realiza normalmente por semillas. Las semillas tiene una tasa de germinación de 75—85 % y un tiempo de germinación de 10—15 días. La más alta tasa de germinación ocurre en semillas tomadas de frutos completamente maduros (Criollo & Ibarra, 1992). La tasa de germinación disminuye a mayor tiempo de almacenamiento de las semillas, donde la fermentación del fruto previo a la obtención de las semillas no tiene influencia en la tasa de germinación, lo que para semillas de Solanaceae sería altamente inusual, dado que generalmente, la fermentación del fruto y posterior separación de las semillas conduce a un aumento en la tasa de germinación. Las semillas para el cultivo de *P. peruviana* se obtienen normalmente de frutos fermentados. Para el cultivo se recomienda la instalación de camas de cultivo, desde donde se traspasarán las plantas para ser plantadas en el campo, después de ca. 2 meses, con un tamaño de 20—25 cm. Las semillas pueden también ser sembradas a 2—3 cm de profundidad en turba y mantenidas con bastante humedad atmosférica, lo que lleva a muy buenas tasas de germinación (Legge, 1974). Para la plantación en el campo se prepararán hoyos de 40 x 40 cm de ancho, que se fertilizarán previamente con humus de lombriz y compost o con fertilizante sintético. La siembra directa en el campo no se recomienda, entre otras razones, por el reducido tamaño de las semillas (y de las plántulas), así como a las altas demandas de agua durante la germinación.

La densidad de plantación es decisiva para obtener altos rendimientos; se recomienda una distancia de 40—80 cm entre las plantas y una distancia entre hileras de 50—90 cm (Tapia & Fries, 2007). En Bulgaria, los más altos rendimientos se han obtenido con distanciamientos de 50 x 70 cm (Panayotov & Tsorlianis, 2002). Adicionalmente, se puede mostrar que el transplante adicional de las plantas en macetas más grandes antes de la plantación tiene una influencia determinante en el desarrollo morfológico (la que continúa después de la plantación en el campo) y en la producción. El transplante lleva a un aumento de la producción en ca. 25 %. La influencia del distanciamiento entre plantas en la composición fitoquímica es reducida, con valores un poco mejores en plantas transplantadas. En Nueva Zelanda se ha mostrado que el más alto rendimiento por planta se alcanza con distanciamientos de > 0,6 m (Klinac, 1986). Menores distancias llevan a plantas más altas y más alta producción total, pero las labores de manejo se hacen más difíciles. El desbroce se realiza normalmente en forma manual. En Nueva Zelanda se pudo mostrar que el cultivo bajo suelo con acolchado plástico ("PE-Mulch") lleva a un mayor crecimiento, más altos rendimientos y a una mejor relación entre biomasa vegetativa y producción de frutos. El acolchado vegetativo no sólo oprime las malezas, sino que además incrementa las temperatura del suelo, mantiene la humedad y previene en contacto de los frutos con el suelo y con ello su posible contaminación.

El tiempo de cultivo entre la germinación de la semilla y los primeros frutos cosechables es de ca. 9 meses (Tapia &

Fries, 2007; Puente *et al.*, 2022). El tiempo de producción del cultivo desde la aparición de los primeros frutos cosechables es de 9—11 meses adicionales. Después de ese tiempo tanto la productividad de las plantas, así como la calidad de los frutos disminuye, a pesar que el cultivo se puede mantener por los siguientes dos a tres años. Para la fertilización del cultivo se recomienda utilizar 1,5 kg de compost y humus de lombriz por planta cada tres meses, o 1,0—1,5 L de abono líquido fermentado cada 15—20 días. En Cajamarca (Perú) se evaluó la respuesta de la mejor dosis de abonamiento con gallinaza en el rendimiento de *P. peruviana*, en tres ecotipos, concluyéndose que los mejores resultados se obtuvieron cuando se usó entre 2—3 kg de gallinaza por planta, dando rendimientos promedio entre 9,77 — 10,05 t/ha (Moncada, 2004).

Physalis peruviana es una planta de crecimiento rápido, que en la naturaleza crece normalmente apoyada en otras plantas y ese hábito es en el cultivo algo problemático; por lo tanto, en cultivos, la planta no puede ser plantada libre, sino que requiere un apoyo. Para este propósito se puede instalar cables de apoyo a ambos lados de las hileras de plantación (Tapia & Fries, 2007). Con apoyo, las plantas pueden alcanzar un altura de hasta 2,5 m. Normalmente, algunos ejes adquieren dominancia y suprimen la ramificación de otros. La mayoría de las plantas desarrollan 4 o 5 ejes en cultivo. Con la poda y variación de la densidad de plantación se puede influenciar el crecimiento de la planta. Frecuentemente, las plantas reciben una poda profunda después de la primera cosecha, con el objeto de alcanzar una producción optima de frutos y de simplificar los cuidados culturales. Un estudio africano mostró que una aplicación de ácido giberélico (GA3) bajo condiciones de invernadero afecta positivamente la productividad. El tratamiento de las plantas con 100 ppm GA3 una semana después de la plantación lleva a un aumento significativo en el número de frutos (303 por planta), a una ramificación más profusa y a plantas más grandes (Wanyama *et al.*, 2006).

Para la investigación de la influencia de la altitud en la cantidad y calidad de frutos, dos ecotipos diferentes fueron cultivados a dos altitudes diferentes (2300 y 2690 msnm) (Fischer *et al.*, 2007). En el lugar de menor altitud se muestra un incremento notorio de beta-caroteno y un incremento pequeño en alfa-caroteno y beta-criptoxantina. La altitud no tuvo influencia en el contenido de vitamina C ni en el contenido de los ácidos orgánicos estudiados. Con mayores altitudes se pudo mostrar una disminución en la producción de frutos, principalmente debido a un menor número de frutos (Fischer *et al.*, 2007). Asimismo, el tiempo necesario para el desarrollo de los frutos es más corto a menor elevación, así como aumenta la formación de sacarosa y la proporción de materia seca en el fruto. La producción de glucosa y fructosa en el fruto no fueron influenciadas por la altitud.

Suelo. *P. peruviana* es muy adaptable, creciendo tanto en terrenos bien drenados como con aquellos con mal drenaje y tiene demandas de nitrógeno bajas (Tapia & Fries, 2007; Puente *et al.*, 2011). Los mejores suelos para la especie tienen bastante materia orgánica y son ligeramente ácidos hasta neutros, con un pH de 5,5 a 7,3. Se ha mostrado que en estos las plantas tienen los mejores rendimientos de fructificación, producen frutos más grandes y con mayor contenido de pectinas. Los suelos pesados arcillosos no son apropiados para el cultivo de *P. peruviana*. Buenos resultados en el cultivo se han obtenido en suelos pobres y arenosos (Ramadan & Mörsel, 2003).

Experimentos en invernadero ha mostrado que *P. peruviana* es moderadamente tolerante a la salinidad (en cultivos de perlita). Bajos montos de sales estimulan el crecimiento, lo que representa un ajuste osmótico adaptativo de la especie (Miranda *et al.*, 2010).

Propagación vegetativa. Para una propagación vegetativa, las estacas o esquejes pueden ser obtenidos de la planta en cualquier momento del año, y ellos presentan buen enraizamiento inicial (Legge, 1974; Tapia & Fries, 2007). Los mejores resultados se obtienen después del tratamiento con hormonas de enraizamiento en camas calientes de arena. Los estacas pueden ser transplantados en el campo después de 14—21 días. El enraizamiento bajo condiciones de atmósfera saturada de humedad es considerablemente más complicado. La propagación vegetativa permite el establecimiento más rápido del cultivo. Plantas propagadas a través de estacas alcanzan la edad de cosecha más rápido y producen más frutos que plantas propagadas por semilla (Klinac, 1986); las bayas son más grandes, pero muestran una fuerte tendencia a agrietarse y tienen un más bajo contenido de compuestos químicos que le dan valor. Aún cuando las plantas propagadas vegetativamente son más grandes que las propagadas por semilla al momento de la plantación, no se desarrollan tan vigorosas y muestran, por lo tanto, una más reducida relación entre producción vegetativa y producción de frutos, lo que significa que producen más frutos en relación a la biomasa vegetativa.

Enfermedades y daños. Diversas enfermedades y daños pueden afectar negativamente el crecimiento de las plantas y la producción de frutos. En Nueva Zelanda, Alemania y Turquía se ha detectado la presencia de la enfermedad del tubérculo fusiforme de la "papa" (Potato spindle tuber viroid, PSTVd) (Verhoeven *et al.*, 2010; Ward *et al.*, 2010). En el Perú, la explotación comercial de *P. peruviana* es reciente y principalmente de poblaciones silvestres, por lo que, al parecer, hay escasa información sobre las enfermedades que atacan a los cultivos. El "aguaymanto" puede ser atacado por una serie de plagas y enfermedades; dentro de los primeros tenemos a los grillos, babosas y larvas de polillas, quienes ocasionan cortaduras a nivel del cuello de la planta, comen la corteza del tallo y también las hojas; "escarabajos" del género *Diabrotica* también atacan el follaje, abriendo pequeños orificos en las hojas, mientras que los "pulgones" forman grandes colonias en el envés foliar, provocando enrollamiento y clorosis (Velásquez & Mestanza, 2003). Según estos autores, para el caso de "grillos", "escarabajos" y "babosas", puede procederse a la extracción manual de los mismos, o aplicando cal, ceniza, o incluso, depósitos con residuos de cerveza; en casos como "pulgones" y "escarabajos" también se puede aplicar insecticidas de contacto. "Hongos" del género *Fusarium* y "virus del mosaico del tabaco" también suelen atacar las plantas de "aguaymanto", teniendo que controlarse los niveles de riego, para el caso del hongo, y la remoción de las plantas infectadas en el caso de la afección vírica.

Cosecha y rendimiento. Los frutos son cosechables cuando el color del cáliz pasa de verde a dorado-café, normalmente después de un período de desarrollo de 60—80 días (Legge, 1974; Tapia & Fries, 2007). El peso del fruto sigue subiendo durante todo el período de desarrollo y maduración (Gutierrez *et al.*, 2008). Bajo buenas condiciones de cultivo, los frutos más grandes se obtienen en la primera cosecha. También la más alta cantidad de frutos se

alcanza en la primera cosecha. La cosecha de una planta individual puede elevarse hasta 300 frutos (Ramadan & Mörsel, 2003). Los rendimientos de cosecha son altamente variables, especialmente dependiendo de los cuidados culturales realizados. En cultivos bien cuidados se puede obtener hasta 20(−33) t/ha. La cosecha comienza siete a nueve meses después de la siembra. La cosecha se realiza, dependiendo de las condiciones climáticas en la región andina, entre marzo y junio. La cosecha se realiza en forma sucesiva, con una recolecta de bayas cada dos a tres semanas. A diferencia de la mayoría de las bayas, los frutos maduros pueden permanecer en la planta algunas semanas sin que se deterioren ni caigan. Una cosecha mecanizada (con máquinas cosechadoras) de los frutos no es técnicamente posible. Además, sólo la cosecha manual asegura una obtención de frutos con el cáliz sin daño, el que es decisivo para su buena comercialización. Se recomienda colocar mallas plásticas debajo de las plantas durante la cosecha con el objeto de facilitar las labores de colecta de frutos y evitar su contacto con el suelo.

VI. Poscosecha.

Los frutos cosechados se pueden almacenar por un tiempo relativamente largo, pero siguen madurando después de la cosecha. El proceso de maduración lleva, incluso cuando el fruto todavía está en la planta, a un notorio aumento en CO2 y en la producción de etileno, así como a un desfase en los perfiles de pectinas y, con ello, a un ablandamiento estructural del fruto (Trinchero *et al.*, 1999; Majumder & Mazumdar, 2002). La producción de etileno varía fuertemente en diferentes cultivares y dependiento del estado de madurez del fruto. Además, hay indicaciones que la producción de etileno varía de acuerdo con la temperatura del ambiente. En experimentos se muestra que la concentración de etileno es mayor en cosechas estivales que en cosechas invernales (cultivo en Argentina). A través de la aplicación de etileno-antagonistas (1-metilciclopropeno), se retrasa el comienzo de la producción climática de etileno en frutos verdes inmaduros y frutos verdes maduros, dependiendo de las dosis de aplicación, y en frutos amarillos o anaranjados maduros se logra disminuir la concentración (Gutierrez *et al.*, 2011). El tratamiento con 1-MCP no impide el proceso de pudrición de los frutos durante el almacenamiento, pero reduce la frecuencia. Por otro lado, se ha podido mostrar en otros frutos que, a través de un tratamiento con el regulador de crecimiento etefón previo a la cosecha, se puede incrementar la solubilidad de las pectinas (Majumder & Mazumdar, 2005). El tiempo de almacenamiento de los frutos con cáliz es de ca. un mes, mientras que los frutos sin cáliz son almacenables solo 4−5 días, porque al extraer el cáliz se daña la base del fruto (Puente *et al.*, 2011). El tiempo de almacenamiento posible depende de las condiciones de cultivo, la humedad del cáliz durante la cosecha y el tamaño del fruto. Frutos más grandes tienden a agrietarse. El daño o remoción del cáliz impide el almacenaje. En un recipiente sellado en atmósfera seca, los frutos se mantienen por unos meses, bajo una temperatura de 2 °C, pudiendo ser almacenados por cuatro a cinco meses; sin embargo, bajo esas condiciones pueden eventualmente aparecer infecciones fúngicas como *Penicillium* o *Botrytis* (Ramadan & Mörsel, 2003).

Los frutos deben encontrarse sanos, limpios y libres de suciedad, tierra, hongos e insectos, antes de proceder a su clasificación, de acuerdo a su tamaño y cualidades, descartando los frutos dañados y sin el color

adecuado. En el momento del envasado debe tenerse en cuenta la uniformidad de los frutos, que sean todos del mismo origen, variedad, color, categoría y calibre. Los envases deben brindar suficiente protección al producto, para garantizar la manipulación, transporte y conservación de los frutos (Araujo, 2007).

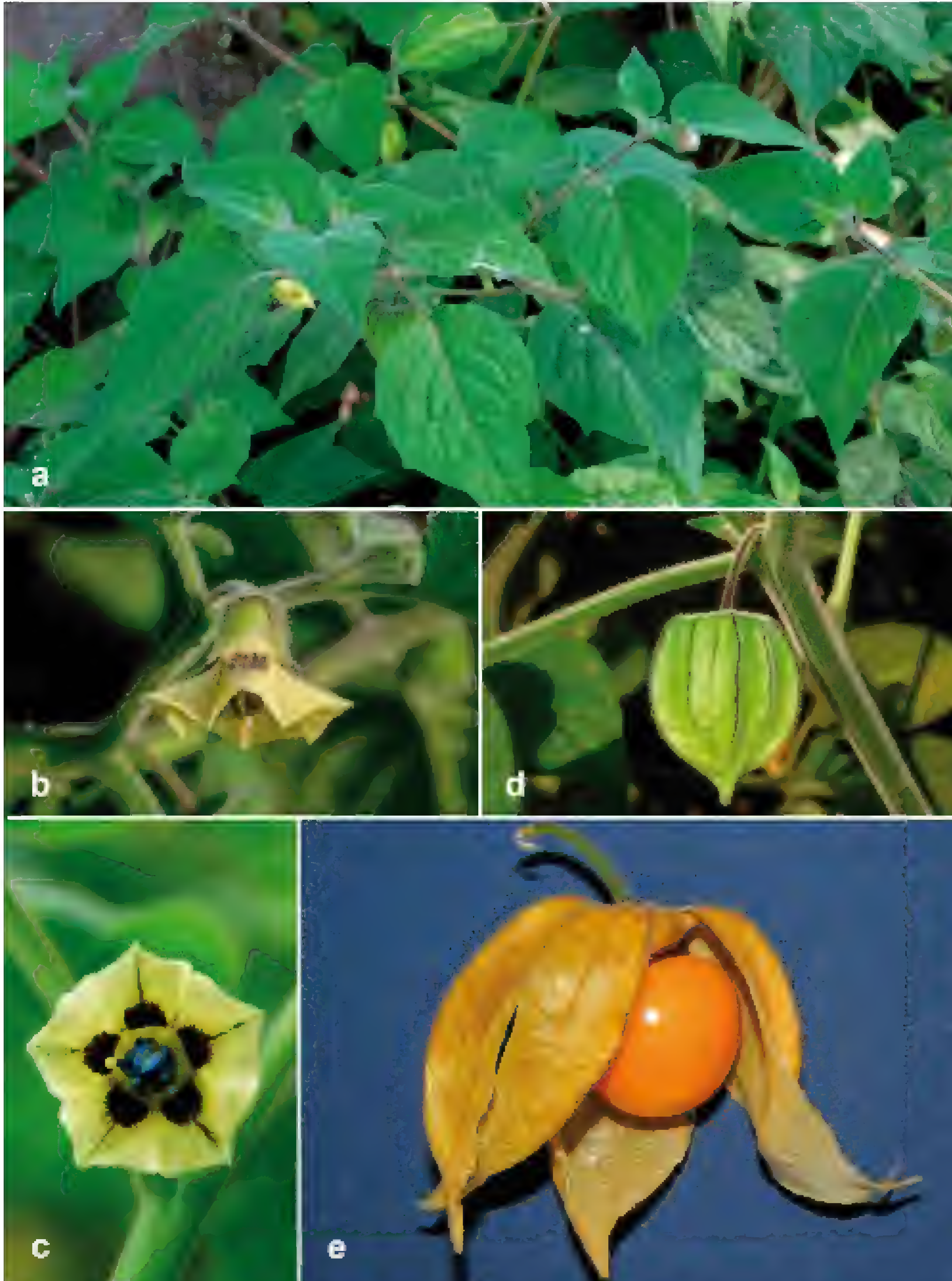


Fig 1. *Physalis peruviana* A Hábito de *Physalis peruviana*; B Flor en vista lateral; C Flor en vista frontal; D Fruto inmaduro; E. Fruto maduro. (Fotos: José Roque,)

2. *Prosopis pallida* (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Kunth "algarrobo" (Fabaceae)

I. Botánica.

Género. *Prosopis* L. es un género originalmente descrito dentro de las Fabaceae, subfamilia Mimosoideae y comprende alrededor de 47 especies en cinco secciones (Palacios *et al.*, 2012). Todas las especies son originarias de los territorios áridos y semiáridos de las Américas, con unas pocas excepciones en África y el sudeste de Asia (Burkart, 1976; Burghardt & Espert, 2007). El género tiene dos centros de diversidad, el principal en Argentina (con 27 especies) y un segundo en Texas (EE.UU.) y México. Las especies son árboles o arbustos, menos frecuente subarbustos, normalmente xerófilos y espinosos. Las hojas son generalmente bipinnadas y las plantas forman flores pequeñas, pentámeras, actinomorfas y hermafroditas. El fruto es una legumbre carnosa e indehiscente.

Morfología. *P. pallida* es un árbol siempreverde de hasta 20 m de altura, creciendo también como arbusto bajo condiciones desfavorables (Burkart, 1976; Ferreyra, 1987; Díaz, 1995). La planta forma espinas estipulares axilares de hasta 4 cm de largo (a veces también sin espinas). Las hojas son verde grisáceas en estado seco, bipinnadas, finamente pubescentes, ciliadas o glabras; peciolo y raquis de 0,8—4,5 cm de largo y finamente pubescentes; lámina de 1,5—6 cm de largo, con glándulas cupuliformes en la ramificación de cada par de foliolos; 6—15 pares de foliolos; estos oblongo-elípticos a aovados, obtusos y provistos de una espínula apical (mucronados), 2,5—8,3 mm de largo y 1,4—4 mm de ancho. La inflorescencia es 2—3 veces más larga que las hojas, con 200—300 (—366) flores cortamente pedunculadas que forman una inflorescencia racemosa cilíndrica; raquis y pedúnculos finamente pubescentes. Las flores son pentámeras, actinomorfas, hermafroditas (a veces estériles), verde amarillentas y 4—6 mm de largo; el cáliz es ciliado, de 0,5—1,5 mm de largo; pétalos de 2,5—3 mm de largo, libres y villosos por dentro; los estambres son de 5—7 mm de largo; ovario estipitado y villoso. El fruto "algarroba" es una legumbre indehiscente, relleno de una pulpa dulce, recto a ligeramente falcado, amarillo paja en la madurez, con márgenes paralelos, pedunculado con base redondeada, agudo, a veces aproximadamente cuadrangular en corte transversal, (6—)10—25 cm de largo, 1—1,5 cm de ancho y 5—9 mm de grosor y contiene hasta 30 semillas. Las semillas son cuadrangulares, cafés, 6,5 mm de largo y pesan 0,25—0,3 g (Figura 1).

Taxonomía. La nomenclatura y taxonomía del género *Prosopis*, especialmente en la sección Algarobia, son muy complejas, frecuentemente con descripciones contradictorias y conceptos sistemáticos distintos (Pasiecznik *et al.*, 2001; Beresford-Jones, 2005; Burghardt *et al.*, 2010; Palacios *et al.*, 2012). La base actual es la monografía del género de Burkart (1976), a pesar que en los últimos 20 años se han propuesto numerosos cambios, los conceptos de especie se han desplazado y el número de especies se ha reducido o aumentado (Burghardt & Espert, 2007). Hoy en día, los límites de las especies y su rango de variación son objeto de continúa discusión científica. Alrededor de 40—47 especies morfológicamente similares y en parte interfértiles en las Américas, con requerimientos ecológicos similares y con rangos geográficos parcialmente simpátricos, hacen difícil un tratamiento práctico y claro (Bessega *et al.*, 2000; Palacios *et al.*, 2012). *Prosopis pallida* está relativamente bien definida como especie, a pesar que se

asume que todavía habrán cambios en la nomenclatura intraespecífica de *P. pallida*, principalmente en el norte de Perú y sur de Ecuador, donde los rangos de distribución de *P. pallida* y *P. juliflora* se traslapan. Sin embargo, publicaciones recientes determinaron, empleando análisis numérico de caracteres foliares y morfológicos, así como marcadores moleculares AFLPs, que *P. juliflora* es una especie que no se encuentra en Perú, habiendo sido confundida antes con *P. pallida* y *P. limensis* (Burghardt *et al.*, 2010; Palacios *et al.*, 2012). Algunos autores reconocen *P. limensis* como una especie segregada de *P. pallida* (Johnston, 1962; Mom *et al.*, 2002; Beresford-Jones, 2005). Igualmente, otra publicación complica la taxonomía del género al proponer cinco nuevas especies para el Perú (Vásquez *et al.*, 2010); estos autores restringen la presencia de *P. pallida* a los Departamentos de Amazonas y Cajamarca, en la cuenca del Marañón, señalando, además, que la mayor población de algarrobales existentes en la costa norte no pertenecen ni a *P. pallida* ni a *P. juliflora*, sino a una distinta y nueva especie (*Prosopis piurensis*), descrita en esta misma publicación. Es necesario señalar que la publicación de estos nuevos taxones no se ajustan a las normas del Código Internacional de Nomenclatura Botánica para nombrar a nuevos taxones, especialmente en lo que se refiere a las diagnosis en latín y la pertinencia de proponer nuevos nombres en publicaciones de amplia circulación. Generalmente, la tendencia científica en el género es reducir el número de especies en pocos complejos

Tabla 1. Morfología comparada de *P. pallida* y *P. juliflora* (modificado de Díaz, 1995; Pasiecznik *et al.*, 2001).

Órgano	**Parámetro**	***Prosopis juliflora***	***Prosopis pallida***
Hojas	Número por nudo	2–5	2–10
	Largo (cm)	10–20	5–8
Foliolos	Número de pares en la hoja	9–17	8–14
	Largo (mm)	5–15	3–7
	Ancho (mm)	2–6	1–3
	Distancia entre foliolos (mm)	3–7	1–3
Inflorescencia	Largo (cm)	9,5–16,5	8,5–14,5
	Número de flores	237–344	238–366
Fruto	Largo (cm)	16–28	9–23
	Ancho (mm)	14–18	10–13
	Grosor (mm)	6–10	5–7
	Margen	Sin márgenes paralelos	Con márgenes paralelos
Glándulas	Localización	En las ramificaciones de los foliolos de primer y segundo orden	En las ramificaciones de los foliolos de primer orden

de especies o razas.

Variabilidad. *P. pallida* es morfológicamente muy variable. La autoincompatibilidad, polinización cruzada obligada y factores ambientales, principalmente climáticos, llevan a una alta variabilidad fenotípica (Pasiecznik *et al.*, 2001). Esto pudo ser demostrado, por ejemplo, en Estados Unidos y México, donde un incremento en la temperatura se correlaciona con una tendencia al aumento en el número de hojas pequeñas. También en Perú, clones de élite fueron seleccionados sobre la base del hábito, producción de frutos y dulzor de los frutos (Albán *et al.*, 2002). Adicionalmente, algunos autores reconocen la existencia de taxa infraespecíficos. Principalmente sobre la base de las espinas (armadura) se han descrito las formas *pallida* y *armata* (Fosberg, 1966; Díaz, 1995). Dos formas adicionales (forma *decumbens* y forma *annularis*) se han descrito más tarde; sin embargo, esta delimitación tampoco ha sido generalmente aceptada (Ferreyra, 1987; Burghardt *et al.*, 2010).

Hibridación. Hibridación natural e introgresión entre especies de *Prosopis* ha sido demostrada dentro de todas las secciones del género (Bessega *et al.*, 2000; Pasiecznik *et al.*, 2001; Vega & Hernández, 2005). Especialmente dentro de la sección Algarobia, a la que pertenece *P. pallida*, se han encontrado evidencias de híbridos de dos y tres vías.

II. Caracteres diagnósticos y posibles confusiones.

Muchas especies del género *Prosopis* se reconocen bien en terreno sobre la base de la morfología foliar y la forma y tamaño de la planta; sin embargo, *Prosopis pallida* puede ser confundida con otras especies de *Prosopis* sección Algarobia, especialmente con *P. juliflora* (Pasiecznik *et al.*, 2001). Ambas especies han sido designadas como el complejo *P. pallida – P. juliflora*, debido a su similitud morfológica e hibridación. La separación de estas especies puede realizarse sobre la base de ciertos caracteres (ver Tabla 1).

Además, existen algunas indicaciones que algunas especies de *Prosopis* pueden ser diferenciadas mediante la caracterización con marcadores de isoenzimas y marcadores genéticos (RAPD, AFLP) (Ferreyra *et al.*, 2004; Vega & Hernández, 2005; Landeras *et al.*, 2006; Ferreyra *et al.*, 2010; Sherry *et al.*, 2011; Palacios *et al.*, 2012). Estos estudios refuerzan la diferenciación entre *P. pallida* y *P. juliflora*, señalando que se trata de especies que no coexisten en un mismo territorio.

III. Distribución.

Distribución mundial. *P. pallida* es originaria de las zonas costeras áridas de Perú, Colombia y Ecuador (Burkart, 1976). En los últimos 200 años la especie ha sido introducida en varios países y hoy en día es cultivada y se ha asilvestrado en lugares tales como Bolivia, Puerto Rico, Hawai, Brasil, Sudáfrica, Pakistán, India, Australia y el territorio del Sahara, en parte como maleza invasora (Liogier, 1988; Killeen *et al.*, 1993; Jørgensen & León-Yánez, 1999; Landeras *et al.*, 2006).

Distribución en Perú. *P. pallida* es la especie dominante en la costa del Perú. La ocurrencia de *P. pallida* fue documentada para 13 Departamentos, desde Tacna a Tumbes, principalmente en las zonas costeras de 0—1500 msnm (Brako & Zarucchi, 1993); sin embargo, parece estar restringida a la región centro-norte del país, desde Áncash hasta Tumbes, incluyendo Amazonas (Mom *et al.*, 2002; Burghardt *et al.*, 2010).

IV. Ecología y posibles áreas para el

cultivo.

Hábitat. El hábitat natural de *P. pallida* son territorios áridos y semiáridos (Pasiecznik *et al.*, 2001). En el límite meridional de su distribución natural en el sur de Perú (18 – 20° S), las poblaciones de *P. pallida* se encuentran a bajas elevaciones, en la zona costera y alcanzan allí las planicies y quebradas costeras. En el norte de Perú y en Ecuador se encuentran a altitudes medias. Frecuentemente las plantas ocupan sectores donde la escasez de agua y nutrientes limitan fuertemente el crecimiento de otras plantas y son muchas veces las únicas plantas arbóreas que sobreviven en esos hábitats. Además, *P. pallida* es frecuentemente dominante en cauces y depresiones secas o estacionalmente secas. Asimismo, en relación con los montos de precipitación, *P. pallida* es muy adaptable; las plantas se encuentran en regiones costeras con 100 mm de precipitación anual o menos, así como en regiones montañosas hasta con 1500 mm de precipitación anual promedio; las especies de *Prosopis* son en general menos frecuentes en regiones con más de 1000 mm de precipitación anual; para muchas especies de *Prosopis* se indica un espectro de precipitación anual de 300 – 600 mm; *P. pallida* crece en regiones con precipitaciones anuales menores a 200 mm, preferentemente en regiones donde se acumulan aguas subterráneas provenientes de precipitaciones en regiones de mayor elevación. Generalmente, se observan concentraciones de *P. pallida* en lugares con acceso permanente a aguas subterráneas, por ejemplo, en fondos de quebrada.

Crecimiento. Después de la germinación y establecimiento, las plantas desarrollan un doble sistema radicular que consiste en una larga raíz pivotante y un sistema de raíces superficiales laterales. En los primeros meses, después de la germinación, la mayor parte de la energía se destina al desarrollo del sistema radicular, en que el aumento del largo y de la biomasa de las raíces es considerablemente mayor que la parte aérea. Las especies de *Prosopis* tienen una relación simbiótica con bacterias fijadoras de nitrógeno y, además, forman micorrizas (Pasiecznik *et al.*, 2001). Para *P. juliflora* se pudo demostrar que valores de pH < 3,3 y > 6,8, una temperatura del suelo sobre 37 °C, así como suelos fuertemente salinos limitan el crecimiento de las bacterias simbióticas; temperaturas cercanas a 50 °C detienen el crecimiento de estas bacterias. La temperatura media a la sombra en el área de distribución de *P. pallida* es de alrededor de 20 °C. Como temperatura óptima para el crecimiento se indica 20 – 30 °C. La especie cercana *P. juliflora* tolera en África temperaturas de sombra de hasta 50 °C y temperaturas de suelo de 70 °C. *Prosopis pallida* es, sin embargo, susceptible a heladas invernales; heladas leves llevan a daños en las hojas, mientras que heladas severas llevan a la muerte de la planta; *P. pallida* es una de las especies del género más susceptible a las heladas y las temperaturas de invierno son un factor limitante para la distribución de la especie *P. pallida* comienza a producir los primeros frutos a partir de 4 – 5 años o en el segundo o tercer año después de la plantación, bajo buenas condiciones ecológicas (Felker *et al.*, 1984; Otsamo & Maua, 1993). Bajo condiciones favorables, los árboles de *P. pallida* alcanzan una altura de hasta 20 m, pero, bajo condiciones desfavorables, pueden desarrollarse en arbustos de no más de 3 m de altura (Burkart, 1976). Bajo condiciones naturales, la copa es normalmente abierta y más amplia que la altura del árbol (Pasiecznik *et al.*, 2001). La forma de vida es, sin embargo, muy variable, determinada principalmente por la genética y

dependiente de la procedencia. Además, la forma de crecimiento está influenciada por las condiciones ambientales y, en este modo, suelos poco profundos o vientos sostenidos llevan a formas bajas y achaparradas. Daños, presión de pastoreo y ramoneo llevan a formas con múltiples vástagos. Adicionalmente, la ocurrencia cíclica de eventos El Niño tiene una influencia sobre el establecimiento y el crecimiento de plantas juveniles de *P. pallida*, como ha podido ser demostrado sobre la base de anillos de crecimiento y mayores tasas de establecimiento de juveniles en el norte de Perú (López *et al.*, 2005; Rodríguez *et al.*, 2005a; Rodríguez *et al.*, 2005b; López *et al.*, 2006; Squeo *et al.*, 2007; López *et al.*, 2008).

Biología floral. Las flores son producidas en gran cantidad en inflorescencias racemosas. Generalmente, se asume que las especies de *Prosopis* son autoincompatibles y presentan polinización cruzada obligada (Simpson, 1977; Pasiecznik *et al.*, 2001). La polinización es realizada principalmente por abejas, en la que las flores son visitadas por numerosos polinizadores no específicos. Los polinizadores son atraídos por una masiva producción de polen. A pesar de la gran cantidad de flores, sólo una cantidad relativamente pequeña de legumbres alcanza la madurez. Para *P. juliflora* se documentó una producción total de 129 frutos maduros por cada 10000 flores (1,29%) (De Oliveira & Pires, 1990). La maduración de la semilla tampoco es uniforme; para 15 especies americanas de *Prosopis* se mostró que un 17% de las semillas no se desarrollan completamente (Solbrig & Cantino, 1975). La duración del periodo de floración de muchas especies de *Prosopis* es muy variable, con algunas que pueden florecer todo el año; sin embargo, hay siempre un periodo con un máximo de producción de frutos. Diciembre a febrero se indica como el periodo de floración para *P. pallida* en el norte de Perú, y junio a agosto como el periodo de fructificación (Díaz, 1995). En el sur de Perú el periodo de floración se desplaza a febrero-abril y la fructificación a octubre-noviembre.

Fotoperiodo. No hay hasta ahora datos sobre el fotoperiodo de *P. pallida.* Ya que esta especie crece y se cultiva sin problemas en zonas tropicales y subtropicales, se asume que es fotoneutral. Estudios con *P. juliflora* muestran que una forma o procedencia del Perú (6° S) tiene un crecimiento del tallo uniforme en periodos distintos de oscuridad y luminosidad (Peacock & McMillan, 1968). Una forma de EE.UU. (Oklahoma, 36° N) muestra una cierta inhibición del crecimiento del tallo en un periodo prolongado de oscuridad.

Región de cultivo. Como regiones de cultivo en Perú se deben considerar las regiones donde se reflejan las condiciones de su hábitat natural, es decir, zonas áridas y semiáridas de baja a media altitud. Limitantes para el cultivo son las regiones con heladas invernales, alta precipitación, suelos poco profundos, capas de roca impermeables y suelos muy salinos o muy alcalinos. En el Perú, sin embargo, las prácticas actuales consisten en el aprovechamiento de las poblaciones silvestres y no se conoce información sobre prácticas de selección de variedades o clones.

V. Cultivo y explotación.

Propagación vegetativa. La propagación de *P. pallida* a través de esquejes es posible y se aplica exitosamente en algunos países tropicales (Pasiecznik *et al.*, 2001). En general, los esquejes de plantas jóvenes enraízan más fácilmente que los de plantas adultas (Felker *et al.*, 2005). En plantas más viejas, esquejes más largos (30 – 120 cm, 1 – 2

cm diámetro) han dado buenos resultados. Para *P. juliflora* se ha podido demostrar que una propagación por esquejes es también posible utilizando simples bolsas de plantación abiertas; sin embargo, las tasas de enraizamiento son mucho más altas con medidas para la conservación de alta humedad relativa del aire (cubierta plástica, humedecimiento) (Goel & Behl, 1994). Sustratos aireados como arena, gravilla o vermiculita son más aptos que tierra, y una temperatura radicular de ca. 35 °C estimula el crecimiento de las raíces. Hormonas de crecimiento favorecen el enraizamiento de los esquejes; un tratamiento con AIB (ácido indolbutírico) parece producir en general buenos resultados. Resultados también exitosos se han conseguido en diferentes especies de *Prosopis* con el uso de mezclas de AIB y AIA (ácido indolacético) y de AIB, NAA (ácido naftilacético) y tiamina (Felker & Clark, 1981; Lima, 1990). En algunos casos, también se usan fungicidas. Los esquejes se cortan de preferencia durante el periodo de crecimiento activo de la planta. Alta intensidad lumínica y un fotoperiodo de 13—16 horas parece favorecer el enraizamiento. En general, el uso de esquejes de tallo se presta para su aplicación a pequeña escala. La posibilidad de injerto ha sido también mostrada con éxito para algunas especies de *Prosopis* (Wojtusik *et al.*, 1993; Felker *et al.*, 2000; Albán *et al.*, 2002; Ewens & Felker, 2003). Regeneración *in vitro* de plantas a partir de ápices de ramas, nudos u otro tipo de propagación *in vitro* ha funcionado hasta ahora sólo en experimentos cortos.

Suelo. *P. pallida* posee un espectro ecológico muy amplio y está adaptado a una alta diversidad de suelos y hábitats (Pasiecznik *et al.*, 2001). *P. pallida* se encuentra tanto en dunas de arena como en suelos pesados arcillosos o en suelos pedregosos, aunque prefiere suelos bien drenados. Un factor importante es la profundidad del suelo, ya que una baja profundidad o presencia superficial de la roca madre limitan el crecimiento de las plantas. Un efecto similar se observa bajo anegamiento. Una disminución del crecimiento de raíces restringe también el desarrollo de la parte aérea. El contenido de nitrógeno en el suelo no tiene (gran) influencia en el establecimiento y crecimiento debido a la fijación de nitrógeno; un contenido bajo de fósforo en el suelo puede, por el contrario, tener una gran influencia en el crecimiento, tanto directa como indirectamente, a través de la reducción de la actividad de las bacterias de *Rhizobium* asociadas (Jarrell, 1982). Suelos salinos o alcalinos son también frecuentemente poblados por *P. pallida*. Se pudo mostrar una concentración de sales de hasta 18000 mg NaCl/L sin influencia en el crecimiento y las tasas de sobrevivencia, y que a concentraciones de 36 000 mg NaCl/L o 45 dS m-1 (= agua de mar) todavía crecen y las plántulas se establecen (Felker *et al.*, 1981; Velarde *et al.*, 2003; Meloni *et al.*, 2004). Además, se pudo mostrar que las plantas bajo valores altos de pH en el suelo, alto contenido de sales y estrés hídrico, pueden seguir fijando nitrógeno. Las especies de *Prosopis*, con el tiempo, mejoran considerablemente el suelo donde crecen; esto se debe no sólo a su capacidad para fijar nitrógeno sino también por la caída de hojas, el efecto de bomba de iones y modificaciones en la estructura y fauna del suelo; asimismo, el contenido de sales y la alcalinidad del suelo se reduce con el tiempo (Singh *et al.*, 2011).

Cultivo. Para la siembra de *Prosopis* pueden usarse tanto el fruto completo como segmentos del fruto o semillas individuales. La tasa de germinación es, sin embargo, normalmente baja. Para la extracción de las

semillas, la cubierta del fruto (exocarpo y mesocarpo) se puede remojar por 14 días, o bien los frutos recién cosechados se colocan en sacos cerrados, en cuyo caso el mesocarpo se desintegra mediante la acción de hongos (Díaz, 1995; Pasiecznik *et al.*, 2001). También se puede efectuar una fermentación con estiércol por 14 días (Mutha & Burman, 1998). Después de estos tratamientos, el mesocarpo se extrae fácilmente mediante un lavado y las semillas permanecen en el endocarpo. La remoción puramente mecánica del mesocarpo también es posible, pero normalmente es más laboriosa. El endocarpo puede removerse mediante remojo de los frutos en una solución ligeramente ácida o alcalina (por ejemplo, NaOH al 4 %) y un posterior tratamiento mecánico; sin embargo, en la mayoría de los casos se recomienda una solución ligeramente alcalina. También se han usado exitosamente máquinas existentes para el procesamiento de alimentos (por ejemplo, trituradora de granos o moledora de carne) para la separación de las semillas de la cubierta del fruto (Pasiecznik & Felker, 1992; Cruz, 1999). Cantidades pequeñas pueden tratarse manualmente. Las semillas de *P. pallida* presentan una latencia pronunciada (Pasiecznik *et al.*, 2001). Una estratificación o escarificación (mecánica, térmica o química) de la testa favorece la asimilación de agua y la germinación en muchas especies de *Prosopis* (Marmillon, 1986; Vilela & Ravetta, 2001). Experimentos de germinación en *P. juliflora* muestran una tasa de germinación de 10% en semillas maduras sin pretratamiento, 50% con testas escarificadas y 90% en semillas frescas pretratadas. Se asume, que la testa de semillas recién cosechadas no está todavía completamente endurecida (Ffolliot & Thames, 1983). El pretratamiento puede realizarse con agua caliente (vertida sobre las semillas o 5—10 minutos de inmersión en agua hirviendo), ácido sulfúrico concentrado (15—30 minutos al 97% o 30 minutos al 60%) o vía escarificación mecánica (o una combinación). También, el paso por el tracto digestivo de animales, por ejemplo vacas, reduce la latencia. En frutos viejos la testa tiende a disolverse con el tiempo y las semillas pueden germinar sin pretratamiento; también, la remoción del endocarpo aumenta la germinación, pero no su daño o rompimiento. Se asume que el endocarpo contiene sustancias que inhiben la germinación. Las semillas también germinan mejor en legumbres ablandadas o quebradas. Para *P. juliflora* se ha podido demostrar que la temperatura óptima de germinación es ca. 20—30 (—35) °C. Sobre o debajo de este rango de temperaturas las tasas de germinación disminuyen rápidamente. La concentración óptima de sales para la germinación y el crecimiento de las plántulas rodea los 100 mM (Nasr *et al.*, 2012).

La propagación de *P. pallida* se realiza casi siempre en pequeños viveros. El material vegetal para *P. pallida* se obtiene normalmente de semillas colocadas en bolsas de polietileno. La profundidad óptima de siembra es de 10 mm (Mutha & Burman, 1998). La tasa de germinación decrece rápidamente con profundidades de siembra bajo 20-30 mm. Las semillas también germinan en la superficie, pero raramente llevan al establecimiento de las plantas. El sombreado no es necesario cuando hay suficiente agua disponible; por el contrario, la tasa de sobrevivencia y la biomasa de las plántulas decrece con el sombreado (Vilela & Ravetta, 2000). La siembra se efectúa normalmente 2—6 meses antes del inicio de la estación de lluvias. Estudios muestran que las plántulas de *P. pallida* alcanzan alturas 50—85 cm tres meses después de la siembra. El tipo de plantación

de *P. pallida* depende fuertemente de la utilización prevista, la naturaleza de los terrenos y la comercialización (Pasiecznik *et al.*, 2001). En general, los árboles de *Prosopis* se pueden plantar individualmente, en hileras o en bloques. Plantaciones densas de 400—4000 árboles/ha se utilizan para producción de leña o para otros propósitos, con rotaciones cortas o para mejoramiento del suelo. Densidades más bajas de 100—400 árboles/ha se utilizan para la producción de legumbres, agroforestería o usos silvopastorales. La plantación misma se realiza generalmente en forma manual, de la misma manera que con otras especies arbóreas. En Estados Unidos y Argentina se han introducido exitosamente plantadores mecánicos (Felker, 1999). Se recomienda hacer hoyos de plantación de 40—60 cm. Adicionalmente, algunos autores recomiendan una fertilización previa del terreno. La plantación se realiza los más pronto posible después de las primera lluvias significativas (> 50 mm). Plantas juveniles de *P. juliflora* son sensibles a la competencia por luz y humedad, por lo que se debe dejar un radio de al menos 1 m libre de plantas alrededor de cada hoyo de plantación (Ribaski, 1990). La plantación puede también ser realizada mediante regeneración natural controlada. En tales casos, las plántulas naturalmente presentes en el terreno se trasplantan con el objeto de regenerar o densificar la población y se elimina la laboriosa tarea de propagación de plántulas.

En plantaciones de *Prosopis* para producción de leña o forraje, por lo general casi no se realizan cuidados culturales (Pasiecznik *et al.*, 2001). Ya que árboles con amplias copas y troncos cortos producen más legumbres, se recomienda a veces una poda de la copa. Una poda hasta el tocón se aplica generalmente en plantaciones con fines de producción de leña y otros usos con rotaciones cortas y son bien toleradas por las especies de *Prosopis*. Este tratamiento produce un incremento de la producción de biomasa total.

Enfermedades y daños. Los principales peligros para *P. pallida* son los insectos, los que pueden manejarse mediante el uso de insecticidas. "Hormigas" y "termitas" pueden dañar principalmente plántulas y plantas juveniles; los "cortapalos" o "serrucheros" ("escarabajos" cerambícidos) y los hemípteros psílidos son un problema principalmente en América, pero también "coleópteros", "langostas" y larvas pueden dañar las plantas. Las hojas son atacadas por larvas de lepidópteros de las familias Geometridae y Tortricidae; en Lambayeque, arbustos hemiparásitos del género *Psittacanthus* suelen crecer en sus ramas. "Lagartijas" del género *Microlophus* suelen atacar plántulas, yemas florales y brotes tiernos, mientras que algunas aves, como *Geositta peruviana* "pampero peruano", pueden comerse las semillas expuesta en el suelo. Los frutos y semillas son atacados también por insectos de las familias Tortricidae (coleópteros) y Bruchidae (lepidópteros), en tanto que la madera fresca sufre el ataque de varios coleópteros xilófagos conocidos como "taladros" que pertenecen a las familias Bostrichidae, Cerambycidae y Buprestidae (Huertas, 1987-88; Galera, 2000; Alemán *et al.*, 2009). Una lista de los daños que ocurren en Perú se encuentra en Díaz (1995).

Cosecha y rendimiento. En el Perú, los usos principales del "algarrobo" son el aprovechamiento de la madera como recurso energético; las hojas, ramas y legumbres (conocidas como "algarrobas" en norte y "huarangas" en Nazca, Ica) para forraje de ganado, principalmente caprino, y para la producción de jarabe



Fig 2. *Prosopis pallida* A. Bosque de *Prosopis pallida*; B. Hábito; C. Frutos en rama; D. Flores; E. Cosecha de frutos ("algarroba"). (Fotos: A-B-E: PDRS-GIZ Sede Piura; C: José Roque; D: Maximilian Weigend)

de "algarroba" ("algarrobina") (Gushiken *et al.*, 2001; Torres, 2001; Rodríguez *et al.*, 2005; ver figura 1). Es significativo que la fuente principal de carbón en el Perú procede justamente de esta especie; según datos oficiales, el 90 % de la producción de carbón (47260 t) procede del "algarrobo" (DICFFS, 2010). Los principales productos de exportación del "algarrobo" son en forma de algarrobina y de semillas o harina de semillas ("harina de algarroba") para productos nutracéuticos.

La colecta de los frutos debe ser realizada, en lo posible, directamente de los árboles, especialmente los totalmente maduros y bien desarrollados. Los frutos que se encuentran en el suelo por largo tiempo corren mayor peligro de infestación o daño. La colecta de frutos para forraje o para su procesamiento posterior se efectúa generalmente en forma manual, donde se recolectan los frutos que se encuentran en el suelo. En la región norte del Perú los frutos suelen recogerse todos los días y en la medida en que van cayendo las vainas, para lo cual se tienden plásticos o mantas debajo del árbol (Galera, 2000). La cosecha de legumbres es relativamente baja en los primeros años, con 2—4 kg en los primeros 2—3 años de fructificación (Pasiecznik *et al.*, 2001). La estimaciones de rendimiento para un cultivo productivo son altamente divergentes, con 5—100 kg/planta en Perú, y hasta 420 kg/planta para *P. juliflora* en Brasil (Díaz, 1995; Silva, 1990). En general, se asume que algunos adultos producen hasta 100 kg/planta, mientras que el rendimiento promedio es de 40 kg/planta. En una plantación de 100 plantas/ha, el rendimiento por hectárea es, por lo tanto, ca. 4 t.

VI. Poscosecha.

Para la producción de semillas, los frutos son sometidos, después de la cosecha, a un secado controlado. Diferentes secadores de ventilador o a leña se usan exitosamente para el secado de legumbres de *Prosopis* (Pasiecznik *et al.*, 2001). Un control de la infestación por insectos se puede realizar mediante congelación, tostado o inmersión en agua fría (Díaz, 1995). Se ha señalado que la temperatura óptima de almacenamiento para semillas de *Prosopis* es de 0 a 4 °C, y se recomienda un tratamiento con fungicidas e insecticidas o un biocida natural, por ejemplo, aceite de neem (Ffolliot & Thames, 1983; López *et al.*, 2008). Generalmente, se recomienda desprender las semillas de las legumbres antes del almacenamiento.

Para el almacenamiento de las semillas se debe poner atención a que estas deben ser almacenadas en lugares secos y que las legumbres sean protegidas del ataque de insectos, especialmente de las familias Bruchidae y Pyralidae (Pasiecznik *et al.*, 2001). En Perú se utilizan bodegas especiales de 5 x 5 x 4 m de tamaño, en las que pueden almacenarse 40 t de legumbres (Díaz, 1995). En algunos casos, las bodegas son selladas con arcilla. En la India se disponen las legumbres en capas alternadas con capas de arena, con lo que la capacidad de almacenamiento se aumenta en alrededor de 3 años. Fumigaciones con insecticidas o tratamiento con neem se han empleado en India, en algunos casos, para el control de daños durante el almacenamiento.

3. *Myrciaria dubia* (H.B.K.) McVaugh "camu camu" (Myrtaceae)

I. Botánica.

Género. El género *Myrciaria* Berg incluye 15 especies (Sobral, 1993) y pertenece a la familia Myrtaceae (Mirtáceas). El género se encuentra exclusivamente en el Nuevo Mundo, donde sus especies están distribuidas desde México hasta Uruguay.

Las especies de *Myrciaria* son arbustos o árboles con inflorescencias en glomérulos axilares, con 4—6 flores hermafroditas, las que tienen un perianto tetrámero con bracteolas fusionadas hasta un tercio de su largo. El cáliz cae después de la antesis y en las semillas se desarrollan embriones con cotiledones fusionados.

Morfología. *Myrciaria dubia* (H.B.K.) McVaugh [= *Psidium dubium* Kunth] es un arbusto alto o un árbol pequeño siempreverde, de 3 (—8) m de altura que se desarrolla en bosques ribereños temporalmente inundados del territorio del Amazonas, en el borde de ríos de aguas negras y lagos "oxbow" (cochas), donde forma densos parches en medio de una vegetación semiabierta (Fig. 1). El tronco es liso, tiene un diámetro de 10—15 cm y es muy ramificado, con renuevos basales que se desarrollan profusamente; las ramas son delgadas y levemente péndulas. El tronco forma una corteza color café claro a grisácea, la que regularmente se desprende en capas delgadas (Alves *et al.*, 2002; Vásquez, 1997; Sobral, 1993; Peters & Hammond, 1990). Las hojas son opuestas, simples, enteras, sin estípulas y tienen un pecíolo de 1,5—3 (—6) mm de largo y cerca 1 mm de ancho; las láminas son lanceoladas a elípticas, de 4,5—10 cm de largo, 1,5—4,5 cm de ancho, con ápice agudo, base redondeada y cubierta de glándulas, con ambas caras glabras. El haz de la hoja es verde oscuro y algo brillante, mientras que el envés es opaco y verde claro. La nervadura se compone de un nervio medio sobresaliente y de hasta 20 pares de nervios secundarios. Los nervios secundarios forman un ángulo de 45° con el nervio principal y se curvan en dirección al ápice de la hoja. Las inflorescencias axilares tienen normalmente 4 flores hermafroditas en dos pares opuestos en el eje de la inflorescencia, que es de 1—1,5 mm de largo. Las brácteas y bractéolas son persistentes. El cáliz, de cerca 2 mm de largo y 2 mm de ancho, se compone de 4 sépalos, tiene un ápice anchamente redondeado y cae en forma circumsésil después de la antesis. Los 4 pétalos son blancos, aovados, 3—4 mm de largo, con margen ciliado. Los cerca de 125 estambres por flor son de 7—10 mm de largo, con anteras de 0,5—0,7 mm de largo (Fig. 1); del ovario ínfero se origina un estilo simple de 10—11 mm de largo (Vásquez, 1997; Sobral, 1993; FAO, 1986). El fruto comestible, de sabor muy ácido, es una baya esférica con un diámetro de 1—3 (—5) cm (Fig. 1). La baya, que tiene en el ápice una cicatriz hipantial redondeada, desarrolla en estado maduro un color café-rojizo a violeta-negruzco y una pulpa carnosa suave en la que se encuentran alojadas 2—3 (—4) semillas. Las semillas son reniformes, 8—5 mm de largo y 5,5—11 mm de ancho. Digno de mencionar es el particularmente alto contenido de vitamina C en el fruto, el que en frutos maduros alcanza sus valores más elevados (Rodrigues & Marx, 2006; Alves *et al.*, 2002; Zapata & Dufour, 1993).

Variabilidad. La máxima concentración de poblaciones naturales y variedades y la mayor variabilidad genética se encuentran en el territorio amazónico peruano, y el origen de la especie se encuentra con alta probabilidad en el territorio amazónico occidental (Rodrigues & Marx, 2006; Alves *et al.*, 2002). Evaluaciones de germoplasma de "camu camu" detallaron la procedencia de 23 poblaciones situadas en localidades bajo la influencia de los ríos Ucayali, Tapiche, Yarapa, Nanay, Itaya, Ampiyacu, Apayacu, Oroza, Napo, Tahuayo y Amazonas, todos localizados en el Departamento de Loreto (Imán, 2000). Esta caracterización permitió la identificación de cinco ecotipos, con rendimientos de frutos diferenciados.

II. Caracteres diagnósticos y posibles

confusiones.

En Perú, aparte de *M. dubia*, se reconoce hoy en día la presencia de sólo una especie de *Myrciaria: Myrciaria floribunda* (West ex Willdenow) Berg, la que es conocida bajo el nombre vernacular de "camu camu árbol" (Vásquez, 1997; Brako & Zarucchi, 1993; Sobral, 1993). Las diferencias entre *M. dubia y M. floribunda* se pueden encontrar en la morfología foliar, la altura y la densidad poblacional. Por una parte, el pecíolo de la hoja de *M. floribunda* con 0–1,5 mm de largo es notoriamente más corto; el ápice de la hoja es agudo hasta largamente rostrado y los nervios secundarios forman un ángulo de 60° con el nervio medio y son curvados en dirección hacia el margen de la hoja. Por otra parte, *M. floribunda* es generalmente arbórea, con una altura de hasta 15 m. Las poblaciones de *M. dubia* están formadas por un gran número de individuos, mientras que en *M. floribunda* se encuentran generalmente sólo individuos solitarios.

III. Distribución.

Distribución mundial. *M. dubia* es un componente importante de la vegetación de bosques ribereños temporalmente inundados de Perú (Loreto y Ucayali), Brasil, Venezuela y Colombia. Además, la especie está presente en Ecuador (Jørgensen & León-Yánez, 1999; Renner, 1990), Bolivia y las Guyanas, por lo que existe una gran diversidad de nombre vernaculares: "camu camu", "camocamo" (Perú), "algracia", "guayabillo blanco", "guayabito", "limoncillo" (Venezuela), "azedinha", "cacari", "miraúba" y "muraúba" (Brasil).

Tabla 1: Caracteres diagnósticos de las especies peruanas de *Myrciaria* (Vásquez, 1997; Sobral, 1993).

Carácter	***M. dubia***	***M. floribunda***
Peciolo foliar	1,5 mm - 3(-6) mm	0 - 1,5 mm
Venas secundarias	Forman ángulo de 45°con el nervio medio y se curvan en dirección al ápice.	Forman ángulo de 60°con el nervio medio y se curvan en dirección al margen.
Ápice foliar	Agudo	Agudo a largamente rostrado
Altura	3 m (–8) m	Hasta 15 m
Densidad poblacional	Parches densos	Generalmente individuos aislados

Distribución en Perú. La especie presenta una alta abundancia en el territorio amazónico de Perú, donde se encuentra a lo largo de la ribera de ríos y lagos que están asociados con los ríos Napo, Nanay, Ucayali, Marañón y Tigre (Rodrigues & Marx, 2006; Sobral, 1993; Peters & Hammond, 1990). El "camu camu" también se encuentra en forma cultivada en Satipo (Junín) (Fernández, com. pers. 2009).

IV. Ecología y posibles áreas para el cultivo y colecta.

Hábitat. El área natural de *M. dubia* es la vegetación riparia de zonas estacionalmente inundadas del territorio amazónico, especialmente a lo largo de la frontera peruano-brasilera. Ahí forma frecuentemente grandes extensiones de matorrales en las áreas inundadas cercanas a los ríos, con hasta 8700 ind./ha (Peters & Hammond, 1990). Las especies asociadas con *Myrciaria dubia* son, por ejemplo, *Eugenia inundata* DC. (Myrtaceae), *Laetia americana* L. (Flacourtiaceae) y *Symmeria*

Tabla 2: Estimación de la frecuencia y distribución de *M. dubia* en Perú sobre la base de los especimenes de los herbarios USM, HUT, HAO, AMAZ, CUZ, HUSA y observaciones en el campo.

Región	# ejemplares	# provincias	Frecuencia estimada
Amazonas	-	0 / 0	Desconocida
Cusco	-	0 / 0	Desconocida
Junín	-	0 / 0	Desconocida
Loreto	26	3-Jun	Localmente abundante
Madre de Dios	-	0 / 0	Desconocida
San Martin	-	0 / 0	Desconocida
Ucayali	1	1-Apr	Rara

paniculata Benth. (Polygonaceae). *M. dubia* se encuentra sólo en territorios con más de 1500 mm de precipitación anual y temperaturas sobre 20 °C. Una altitud de más de 200-300 msnm parece ser el límite superior para la distribución natural de la especie (FAO, 1986). En lo referente a estudios poblacionales, no existen datos disponibles en *M. dubia;* sin embargo, evaluaciones realizadas en cuatro rodales de *Myrciaria floribunda* en una llanura aluvial de la cuenca del río Ucayali (López, 2006) encontraron entre 12—31 individuos/ha; donde el patrón de distribución de los indivíduos es agrupado (Equihua, 1994), registrándose mayor número de indivíduos en zonas depresionadas y con mal drenaje.

Crecimiento. *M. dubia* produce sus flores en ciclos anuales. El período de floración comienza mayoritariamente en la fase no inundada. La producción de flores continúa durante las subidas y finaliza al comienzo del período de inundación en la región. Mientras más tarde se alcanza el punto máximo de inundación, también es más largo el período de producción de frutos (Peters & Hammond, 1990). El ciclo total de la fenología reproductiva del "camu camu" ocurre en 77 días, la floración dura 15 días y 62 corresponden a la formación y maduración del fruto; se afirma también, que la fertilidad efectiva de las flores que logran producir frutos maduros es del 27 % (Inga, 2001). El crecimiento inicial de las plántulas es lento, de modo que ellas no han alcanzado 50 cm de altura sino hasta después de cerca de un año y están listas para ser plantadas. Después de la plantación, el tallo crece bastante rápido hasta alcanzar 1,5—2 m de altura. La producción de los primeros frutos comienza en el segundo o tercer año, pero puede extenderse hasta el quinto año en áreas subóptimas de cultivo (López, 2006; FAO, 1986).

V. Cultivo y explotación.

"Camu camu" es un fruto popular en el territorio amazónico de Perú y existe un mercado creciente para la especie en Iquitos (Peters & Hammond, 1990).

Cultivo. Desde 1996 *M. dubia* es cultivada (Penn, 2006). Un cultivo experimental de "camu camu" ha mostrado resultados promisorios y comenzó en Perú hacia 1997; sin embargo, el soporte técnico para los agricultores implicados no fue satisfactorio, de modo que el éxito económico ha demorado en llegar (Requena-Condori, 2008). Además, las semillas utilizadas al momento no fueron adecuadamente seleccionadas, sin poner atención a cuáles eran las mejores plantas madres (alta producción de frutos, buena coloración, alto contenido de vitamina



Fig. 3. *Myrciaria dubia* A. Cultivo de camu camu; B. Hábito; C. Rama con flores; D. Flor; E. Rama con frutos; F. Frutos. (Fotos A: GTZ; B-C-D-E: Zoila María Vela Clavo; F: José Roque)

C). Por estas dos razones, el cultivo no ha sido comercialmente exitoso hasta ahora. Ensayos de cultivo de *M. dubia* en terrenos estacionalmente no inundados fueron promisorios y mostraron un período prolongado de cosecha desde noviembre hasta mayo (Rodrigues & Marx, 2006). El cultivo se logra, entre otros, incluso en suelos oxisoles arcillosos por sobre la línea de inundación y pueden ser sólo llevados a cabo en zonas bajas (< 500 msnm). Para el cultivo deberían ser seleccionadas formas mejoradas probadas, que muestren alta producción de frutos, inicio temprano de la producción y alta calidad de los frutos. Aquí también, se debe poner atención sobre todo al tamaño de los frutos, al contenido de vitamina C y el color de los frutos.

Suelo. Se encuentra *M. dubia* tanto en suelos arcillosos ricos en nutrientes del área de inundación del Amazonas, así como en suelos arenosos pobres de las riberas de los ríos de aguas negras de la región (Zapata & Dufour, 1993; Peters & Hammond, 1990).

Propagación generativa. El "camu camu" es una especie frutal tropical amazónica que se propaga en forma convencional y sin ningún problema por semilla botánica; bajo esta forma se tiene la ventaja de tener disponibilidad de semillas para la producción de plantones en forma masiva, pero ocasiona la desventaja de producir plantaciones no uniformes (genéticamente) producto de la alogamia que presenta la planta. El secado y almacenamiento en frío de las semillas llevan a una pérdida de capacidad germinativa. Para almacenar las semillas de *M. dubia* manteniendo su capacidad germinativa por más tiempo, estas se deben conservar en lugares con alta humedad del aire (45 %) y a casi 20 °C (Ferreira & Gentil, 2003). Cuando las semillas son sembradas dentro de dos días después de que son separadas de los frutos, la germinación ocurre rápidamente (dos a tres semanas). Después de tres días, la tasa de germinación cae bajo el 90 % y después de un mes 0 % (FAO, 1986). Mediante almacenamiento en agua fresca (con cambio del agua cada semana), la sobrevivencia de las semillas puede ser extendida hasta seis meses (López, 2007). La siembra se realiza preferentemente después de que la semilla haya germinado en bolsas plásticas con sustrato de aserrín.

Propagación vegetativa. Existe tecnología generada para la propagación vegetativa del "camu camu"; la primera que se ensayó es la de injerto tipo astilla conteniendo una yema, con resultados satisfactorios, pero que no dan a la planta la característica típica de un arbusto, al tener que eliminar las ramas basales que no pertenecen al injerto (Enciso & Villachica, 1993). La propagación vegetativa del "camu camu" por injerto ha sido difundida en la región Ucayali (Pucallpa); los ensayos en parcelas comerciales han demostrado que este método da buenos resultados, pero necesita continuo manejo de podas para dar a la planta la arquitectura deseada y la otra labor frecuente es la eliminación de brotes basales del tallo patrón. Bajo condiciones de la región Loreto, los ensayos preliminares indican que las plantas injertadas no desarrollan una arquitectura deseada. También se mencionan el injerto inglés simple y el injerto de hendidura, pero sin mayores comentarios sobre sus ventajas o desventajas. Un segundo método de propagación vegetativa es el enraizamiento de estacas, que consiste en hacer desarrollar raíces a porciones de tallo y ramas, bajo condiciones de sustrato de tierra agrícola con aserrín y con riegos frecuentes. Las estacas que mejor respondieron al enraizamiento son aquellas que tienen entre 2,5 y 3 cm de diámetro. Al cabo de tres meses

las estacas desarrollan raíces en un 40—50 %; el inconveniente de este método es el alto porcentaje de mortandad de plantas en campo definitivo. También se ha usado el acodo aéreo (Imán & Melchor, 2005), el cual es utilizado para lograr enraizar especies vegetales arbóreas o arbustivas que tienen dificultad de enraizamiento; esta técnica consiste en hacer que un tallo o rama desarrolle raíces sin separarlo de la planta madre. En el Campo Experimental "Muyuy", perteneciente a la Estación Experimental San Roque (Iquitos, Perú), se realizaron experimentos para ensayar tipos de acodo aéreo y tipos de envoltura, a fin de lograr enraizamiento. Ambos métodos de propagación vegetativa llevan a una producción más temprana de frutos, pero el cultivo de los árboles es frecuentemente poco satisfactorio y las estacas muestran altas tasas de mortalidad después de la plantación. No se sabe si la propagación mediante esquejes de vástagos (tallos jóvenes) podría ayudar a enfrentar este último problema.

Cosecha y rendimiento. La cosecha en poblaciones naturales de *M. dubia* es técnicamente difícil, ya que al momento de la cosecha (diciembre a marzo) las plantas se encuentran en los terrenos inundados y sólo los frutos que se encuentran sobre la superficie del agua pueden ser colectados con ayuda de canoas (Rodríguez & Marx, 2006; Alves *et al.*, 2002). Por otro lado, solamente una pequeña parte de los frutos disponibles pueden ser cosechados de esta manera. Poblaciones naturales producen 9,5—12,7 ton. frutos/ha/año (Peters & Vasquez, 1986/1987) y en plantaciones la productividad es notoriamente más elevada.

Sostenibilidad. Una cosecha con ayuda de canoas asegura que los montos de cosecha tengan sólo una influencia limitada en el desarrollo futuro de las poblaciones. Por otro lado, la corta de ejes o árboles completos durante la cosecha es una práctica corriente para poder alcanzar más cómodamente los frutos (Requena-Condori, 2008), lo que es muy dañino para los árboles y lleva a una degradación de todas las poblaciones naturales. La corta de ejes o árboles completos durante la cosecha, debería ser reemplazada por otras técnicas para no poner bajo amenaza las poblaciones naturales de la especie.

VI. Poscosecha.

La duración de frutos frescos es muy limitada, generalmente pocos días. Un cultivo en grandes extensiones o una colecta extensiva en poblaciones naturales, tienen por lo tanto sentido, cuando los mercados y/o las posibilidades de procesamiento o conservación (sobre todo refrigeración) se localizan en las cercanías directas del área de cultivo o colecta (Requena-Condori, 2008). Análisis químicos han mostrado que el fruto del "camu camu" es excepcionalmente rico en vitamina C, conteniendo 1500—2000 (—3130) mg de ácido ascórbico por cada 100 g de pulpa fresca (Alves *et al.*, 2002; Andrade, 1995; Peters & Hammond, 1990). El potasio es el elemento dominante en los frutos maduros y puede ser catalogado como relevante en términos de fisiología nutricional (Zapata & Dufour, 1993). La proporción de ácido ascórbico y ácido dehidroascórbico, de azúcares simples como fructosa y glucosa, así como de algunos aminoácidos (serina, valina, leucina) en la pulpa de las bayas es notoriamente más alta en frutos maduros que en frutos inmaduros o semi-maduros. Por lo tanto, las bayas deberían ser colectadas cuando están maduras y deben ser comercializadas o procesadas dentro de los siguientes 3—4 días (FAO, 1986). El fruto es ocasionalmente consumido crudo con sal

en Sudamérica (Peters & Hammond, 1990).

4. *Lepidium meyenii* Walp. "maca" (Brassicaeae)

I. Botánica.

Género. *Lepidium* pertenece a la familia Brassicaceae (Crucíferas) y es, con 150 a 175 especies, el género más grande de la familia (Lee *et al.*, 2002; Mummenhoff, 1995; Hewson, 1981). La especie más ampliamente distribuida es *Lepidium sativum* L. cuyas plántulas son comestibles. El género tiene una distribución mundial, con excepción de la Antártida, pero, está restringido a regiones tropicales y subtropicales, mayoritariamente altas montañas. El género *Lepidium* tiene probablemente su origen en el área mediterránea, donde se encuentra la mayor parte de las especies diploides (Mummenhoff, 1995; Thellung, 1906). La revisión más reciente de las especies sudamericanas fue realizada por Hitchcock, quien reconoce 42 especies (Hitchcock, 1945). *Lepidium* comprende principalmente hierbas anuales y perennes, así como subarbustos y pequeños arbustos. Morfológicamente se caracteriza por sus frutos dehiscentes (silículas provistas de un tabique angosto), con el ápice normalmente emarginado, con valvas fuertemente cuneiformes; semillas péndulas con una testa muy mucilaginosa, dos o cuatro (a veces seis) estambres, y nectarios cónicos (Al-Shehbaz, 1986a, 1986b). En total se reconocen 14 especies presentes en Perú, incluyendo *L. meyenii* y *L. peruvianum* (ver más abajo) (Brako & Zarucchi, 1993). Al menos seis especies silvestres, además de *L. meyenii*, han sido reportadas para el centro de Perú. Aunque algunas de estas especies silvestres ocurren en simpatría con *L. meyenii*, no se sabe cuáles serían sus parientes más cercanos. Un estudio molecular (RFLP, RAPD), con muestras de diferentes procedencias, de tres especies silvestres (*L. bipinnatifidum*, *L. kalenbornii* y *L. chichicara*) no encontró suficientes similitudes de estas especies silvestres con las formas cultivadas de *L. meyenii* (Toledo *et al.*, 1998). Nada o muy poco se sabe acerca del origen de la "maca".

Morfología. *L. meyenii* es una planta bienal, raramente anual, con órgano reservante subterráneo y tallos decumbentes (Rea, 1994; Hitchcock, 1945; Macbride, 1938). Los tallos están escasamente ramificados, los ejes 3—10 (—20) cm de largo y provistos de una roseta basal. Las hojas son claramente dimorfas, las hojas de la roseta son más grandes, 3—8 cm de largo, carnosas, pinnatifídas hasta bipinnatisectas y frecuentemente, más o menos liradas. Las hojas caulinares en los botones florales son reducidas, enteras, lobadas o profundamente crenadas. Las inflorescencias son panículas (racimos compuestos), paucifloras, 1—2 (—5) cm de largo y frecuentemente en parte cubiertas de hojas. Para *L. meyenii* se indica que posee dos estambres con anteras amarillentas de dehiscencia longitudinal y cuatro nectarios verdosos, ubicados en la base del ovario, dos a cada lado de los estambres (Aliaga, 2004). Los frutos son silículas, 4—5 mm de largo, dehiscentes, con dos cavidades cuneadas, cada una de las cuales contiene una semilla. Las semillas son aovadas, 2—2,5 mm de largo, de color rojo grisáceo. El órgano reservante es de 2—5 cm largo y es un poco difícil afirmar si es un tallo (hipocótilo) o raíz sin haber estudiado la ontogenia de la planta; aunque es muy probable que la región de transición entre el tallo y la raíz asumiría la mayor parte de engrosamiento del órgano de reserva (Marín, 2003). Este órgano corresponde a la parte comestible de la planta y puede ser blanco, amarillento o rosado y hasta rojo (Fig. 1).

Taxonomía. Dos nombres científicos diferentes son empleados para la "maca", cuya validez y prioridad no es clara. El nombre más antiguo es *Lepidium meyenii* Walp. (Walpers, 1843). La descripción original se basa en un espécimen (holótipo) que fue colectado en Perú, Departamento de Puno, cerca de Pisacoma, a una altitud cercana a los 5000 m. Chacón, en un estudio tan amplio como poco claro, separa la forma cultivada, *Lepidium peruvianum* G. Chacón de Popovici, de la especie silvestre comestible *L. Meyenii* (Chacón, 1990). Si bien el catálogo de la flora de Perú menciona ambos nombres, el nombre *L. peruvianum* es escasamente reconocido por otras fuentes y no se encontraba, hasta hace muy poco, por ejemplo, en el The International Plant Names Index (IPNI, 2009; Brako & Zarucchi, 1993). Recientemente, Al-Shehbaz (2010) realizó una revisión crítica del género *Lepidium* en los Andes sudamericanos y consideró que el reconocimiento de *L. peruvianum* no tiene otro apoyo morfológico que la producción de raíces carnosas en las formas cultivadas de esta especie (que no son carnosas en las silvestres); casos similares suelen ocurrir entre las formas cultivadas vs. silvestres de otras especies, como el "rabanito" (*Raphanus sativus* L.), "nabo" (*Brassica rapa* L.) y la "colza" (*B. napus* L.), todos los cuales producen raíces carnosas en cultivo pero no cuando están naturalizados.

Variabilidad. Sobre la base de su coloración se diferencian 4—8 "formas" (= cultivares, o grupos de cultivares) (Ochoa & Ugent, 2001; Rea, 1994; León, 1964). Al respecto un estudio nuevo indica que en la meseta de Bombón (Junín) se diferencian claramente seis colores para el órgano reservante (amarillo, morado, crema, morado claro ("rojo"), negro y plomo; así como, combinaciones de estos (Aliaga *et al.*, 2009). En este mismo estudio también se indica que se diferencian siete formas, que van desde la "maca" de forma circular achatada a la "maca" amorfa; concluyen que en el Perú existen dos ecotipos bien diferenciados de "maca": ecotipo 1, proveniente de la meseta de Bombón y ecotipo 2, de Huancayo-Huancavelica.

II. Caracteres diagnósticos y posibles confusiones.

Lepidium meyenii es la única especie del género *Lepidium* con un órgano reservante engrosado en forma de "nabo". No existen posibilidades de confusión con especies vecinas, las que podrían ocurrir si se reconociera *L. peruvianum*.

III. Distribución.

L. meyenii se distribuye en los Andes centrales de Perú, Bolivia y noroeste de Argentina. En Perú esta especie tiene hoy en día un área limitada de distribución y cultivo. Está casi restringida a los Departamentos de Junín y Pasco (Aliaga *et al.*, 2009; Obregón, 1998; Bonnier, 1986; León, 1964). Las áreas de cultivo de mayor extensión se encuentran en los alrededores del lago Junín, cerca de Huayre, Carhuamayo, Uco, Ondores, Junín, Ninacaca y Vicco (Quirós & Aliaga, 1997). Posibles ocurrencias de poblaciones silvestres (o de poblaciones asilvestradas) se han señalado para las montañas de Ichuasi en Puno y para los sectores de Torata y Carumas en Moquegua (Ochoa & Ugent, 2001). Se asume, que el cultivo de la "maca" ya estaba ampliamente repartido en Perú en los siglos XVI y XVII. Probablemente, la "maca" fue cultivada más tempranamente, al menos en Cusco y en la cuenca del lago Titicaca.

IV. Ecología y posibles áreas para el cultivo.

Hábitat. El cultivo de la "maca" se restringe a los territorios no arbolados

de la vegetación de la puna, entre los 3700—4000—4500 m (Flores *et al.*, 2003; Obregón, 1998; Rea, 1994; Bonnier, 1986). Estas zonas de vegetación corresponden a áreas esteparias, relativamente infértiles de los pisos altoandinos, que se caracterizan por fuertes vientos, alta radiación solar y bajas temperaturas. Las temperaturas pueden llegar a -10 °C (Tello *et al.*, 1992). La temperatura media diaria es de 18 °C, la temperatura media nocturna 8 °C y la humedad relativa del aire promedio de 70%. La especie es, entre las especies vegetales útiles, una de las más tolerantes a las heladas y prospera incluso en área de altitud, donde sólo algunas otras gramíneas altoandinas pueden crecer. Los suelos del área de cultivo son normalmente ácidos, con pH < 5.

Crecimiento. La "maca" es normalmente bienal. El primer período de crecimiento finaliza con el desarrollo de una roseta foliar basal visible y del órgano reservante, y dura casi siete meses (Obregón, 1998; Quirós & Aliaga, 1997). En el segundo año se forman los tallos florales, primero formándose unas pocas flores en el centro de la roseta basal y otras aisladas en las axilas foliares, las que, sin embargo, forman muy pocos frutos (Quirós *et al.*, 1996; Rea, 1994). Simultáneamente, en la base de la planta y debajo de las hojas, se forman brotes generativos con flores reproductivas y formación de frutos. Dentro de los siguientes tres meses se forman, en los brotes generativos secundarios, racimos con 50-70 flores. La "maca" es principalmente autopolinizada (autógama) y cleistógama, aunque también se indica que durante su estado reproductivo presenta un largo periodo de floración y apertura de flores en series sucesivas (Aliaga, 2009). Los frutos se forman dentro de un período de cinco semanas y luego comienzan a dispersarse las semillas. La fructificación tiene éxito en cerca de 85%. Una planta individual de "maca" produce hasta 14 gr de semillas (P1000 ≈ 0,625 g). Las semillas germinan sin latencia bajo condiciones húmedas, a 25 °C después de alrededor de una semana; sin embargo, bajo buenas condiciones climáticas (humedad suficiente, pocas heladas, temperaturas óptimas bajas), puede desarrollarse como una planta anual y completa todo el ciclo de vida en un año. En condiciones de laboratorio la "maca" completa el ciclo de vida en 11 meses.

Fotoperíodo. Ensayos de cultivo en Estados Unidos han mostrado que la "maca" también puede ser cultivada exitosamente en invierno en California (Quirós & Aliaga, 1997; Quirós *et al.*, 1996). Podría ser igualmente mostrado que el fotoperíodo no tiene influencia en el crecimiento y desarrollo, y que la especie no necesita días cortos para el desarrollo del "nabo" y de las flores y por lo tanto, es considerada neutral frente al fotoperíodo.

Región de cultivo. Debido a los bajos requerimientos térmicos, pero relativamente altas exigencias en la calidad del suelo (nutrientes, humedad), su cultivo es probablemente posible en gran parte de la alta cordillera de Perú. En los Departamentos del norte (Cajamarca, Piura, Tumbes, San Martín, Lambayeque y Amazonas) faltan, sin embargo, grandes extensiones de tierras altas. Particularmente adecuadas parecen ser las partes altoandinas de los Departamentos La Libertad, Ancash, Junín, Huánuco, Apurímac, Ayacucho, así como de Cusco y de la parte oriental de Puno. Las zonas occidentales de los Departamentos Apurímac y Ayacucho así como de Puno serían, excepto en zonas bajas húmedas, demasiado secas para el cultivo. Un cultivo en suelos pobres en nutrientes, por ejemplo, suelos arenoso-pedregosos de la Cordillera Negra (Ancash) no sería rentable. Las



Fig 4. *Lepidium meyenii* A. Órganos reservantes de maca; B. Hábito; C. Semillas. (Fotos: A: José Roque; B: Maximilian Weigend; C: Nicolas Dostert)

tradicionales áreas geográficas de cultivo de la maca se localizan en los Andes centrales y en la meseta del Bombón, en los Departamentos de Junín y Pasco, que al año 2003 concentraban el 75 % de la producción total nacional de "maca"; el 25 % restante se produce en otros Departamentos, tales como Ancash, Cajamarca, Huánuco, Huancavelica, Ayacucho, Apurímac y Puno (Arana, 2005; Yupari, 2002). Se indica que en estos últimos Departamentos la producción se ha limitado y es casi para autoconsumo o venta local limitada (Aliaga *et al.*, 2009).

V. Cultivo y explotación.

Cultivo. La "maca" es mayoritariamente sembrada en monocultivos. Algunas veces, sin embargo, hileras de "papa amarga" son sembradas entre las plantas de "maca", lo que, según datos de los agricultores, reduce la infección por parásitos (Rea, 1994). Tradicionalmente se realiza siembra directa al inicio del período altoandino de lluvias, entre septiembre y octubre (Obregón, 1998; Quirós & Aliaga, 1997; Quirós *et al.*, 1996). Como terrenos de cultivo se utilizan praderas y terrenos de barbecho en los que la "maca" no ha sido cultivada hasta por diez años, o que son preparados mediante rotación de cultivo (por ejemplo, con "papa amarga"). Para la siembra, las semillas, limpiadas previamente o mezcladas con restos de flores y frutos y tierra, se disponen manualmente durante la mañana (menos viento) en los terrenos previamente preparados. También se mezcla la semilla con arena o estiércol, para favorecer una mejor distribución y se utilizan 100 gramos para 200 a 300 m2 o el equivalente de 1,5 a 2 kg/ha (Tapia & Fries, 2007). El tapado se realiza con ramas o rastrillo, y también se ayuda con el pasado ligero de ovinos. Un sistema de siembra tecnificado podría incluir la siembra en surcos, aún poco utilizada. Algunas veces, las plántulas son raleadas después de dos meses para obtener "tubérculos" homogéneos. Dado el caso, un control de malezas se lleva a cabo manualmente. El aporque no es muy empleado, pero el entresaque y deshierbe son recomendados para permitir el buen desarrollo de las plantas; se aconseja un distanciamiento mínimo de 8 a 10 cm entre plantas (Tello *et al.*, 1992). El suelo debe abonarse con guano de corral de 3 a 5 ton/ha; sin embargo, responde bien a fertilizaciones de 60-60-60, aunque a costa de la calidad del órgano reservante, pues experiencias anteriores mencionan que la adición de fertilizantes químicos le cambia el sabor y lo vuelve más esponjoso y de menor calidad. A veces se agrega también ceniza para mejorar el suelo. El cultivo a bajas temperaturas (día 18 °C, noche 8 °C, ver arriba) es ideal. Temperaturas más altas (día 22 °C / noche 12 °C) llevan a tasas de crecimiento menores y, sobre todo, a un menor desarrollo del órgano reservante (Quirós, 1994).

Suelo. La "maca" parece agotar fuertemente los suelos relativamente pobres, es decir, el consumo de nutrientes frecuentemente no se equilibra, de modo que son necesarios largos períodos de barbecho y/o rotación de cultivos, por lo menos unos cinco años (Tello *et al.*, 1992; NRC, 1989; León, 1964). En ensayos, y bajo condiciones de días cortos y largos, la "maca" muestra, en suelos casi neutros (pH 6,6), tasas de desarrollo más altas que en suelos ácidos (pH 5,3) (Quirós *et al.*, 1996). Métodos de cultivo, es decir, aplicaciones, que neutralizan el pH del suelo probablemente podrían mejorar la productividad de los cultivos de "maca".

Propagación. Ya que las plantas normalmente no producen semillas en el primer año, las plantas más grandes

y mejor formadas se seleccionan durante la cosecha para la producción de semillas y se cubren totalmente con tierra en hoyos (pozas) de 50–60 cm de profundidad (Quirós & Aliaga, 1997; Rea, 1994). También, se indica que estos órganos reservantes destinados a la producción de semillas botánicas pueden conservarse con toallas húmedas o jabas de plástico, esto último especialmente cuando se trabaja con grandes volúmenes (Aliaga *et al.*, 2009). Después de 25–45 días, estos órganos reservantes son transplantados a camas de cultivo y sembrados en tierra rica en nutrientes, previamente fertilizada, o en estiércol puro. Antes del transplante, es necesario que se note el rebrote de las hojas en los órganos reservantes en la mayor parte de la población. Dado que las plantas necesitan suficiente humedad, esta plantación se realiza normalmente al comienzo del segundo período de lluvias. Algunas plantas pueden ser simplemente dejadas en el terreno y transplantadas cuando las partes aéreas han muerto con las heladas (NRC, 1989; León, 1964). Las plantas completas son cosechadas cuando las silículas empiezan a ponerse amarillas (poco antes de la dehiscencia). Se indica que las infrutescencias (ramas con silículas) se someten a un proceso de maduración en champas (trozos de pastos de pradera con excrementos de ganado) o costales, por un periodo de entre siete a doce días (Aliaga *et al.*, 2009); luego se secan al sol, cuidando que no les caiga agua; cuando están completamente secas se procede a trillarlas, frotándolas con la mano y eliminado las partes vegetativas; el contenido que queda se llama "pita", que se guarda en costales. Las semillas guardadas en un lugar seco y fresco se pueden conservar como máximo durante tres a cuatro años. La duración de este proceso para la producción de semillas dura 190 a 210 días adicionales al crecimiento de la planta, que dura un año (Tapia & Fries, 2007).

Enfermedades y daños. Enfermedades y daños en "maca" son raros. Eventualmente aparecen barrenadores de raíz ("gorgojo de los Andes", *Premotrypes* spp.) y "oídios" ("mildiu", *Peronospora parasitica*) (Quirós & Aliaga, 1997; Tello *et al.*, 1992).

Cosecha y rendimiento. La cosecha se lleva a cabo normalmente entre mayo y julio, 7 a 9 meses después de la siembra. Aquí las plantas son desenterradas individualmente con herramientas curvas simples ("cashu") (Tello *et al.*, 1992). En esta estación del año las hojas se encuentran todavía en pleno crecimiento y las raíces y el hipocótilo alcanzan su máximo diámetro (ca. 5 cm) (León, 1964). El rendimiento es muy variable. Bajo siembra directa simple, sin cuidados culturales adicionales, se cosechan solamente 2–3 ton/ha peso fresco. Bajo formas de cultivo y cuidados culturales más sofisticados, con siembra en hileras, fertilización y control de malezas se pueden alcanzar 14–15 (–20) ton/ha (peso fresco) en la cosecha, lo que corresponde a ca. 4,4 ton/ha peso seco de maca (Rea, 1994; Tello *et al.*, 1992; NRC, 1989).

VI. Poscosecha.

Después de la cosecha, las hojas son separadas del órgano reservante o, también, las plantas completas son frecuentemente dejadas al sol por 10–15 días para que se sequen (Quirós & Aliaga, 1997; León, 1964). Las hojas usualmente no se separan del órgano reservante, ya que los agricultores asumen que de ese modo los tubérculos se vuelven más dulces y de mejor calidad. Durante la noche, la cosecha se cubre para protegerla de la humedad y las heladas. Este procedimiento de secado lleva a 30–50% de pérdida, ya que las hojas se marchitan

y sobrecalientan y los órganos reservantes son dañadas. Después del secado, las hojas son removidas y los órganos reservantes comercializados o almacenados. Para el almacenamiento, estos órganos son apilados en cobertizos oscuros y bien aireados no más altos que 10 cm. En comunidades campesinas de Junín se ha implementado secadores, a semejanza de invernaderos, construidos de armazones de madera fuertemente asegurados al suelo y cubiertos con plástico transparente, en cuyo interior se colocan los órganos reservantes sin hojas, diez días después de la cosecha, sobre mantas arpilleras o "ichu"; esta estructura concentra y optimiza el calor solar al interior, lo cual permite un secado rápido y uniforme. La finalidad de estos secadores de "maca" son el reducir el tiempo de secado de los órganos reservantes ahorrar en mano de obra e incrementar el contenido de azúcar (INIA, 2008).

5. *Plukenetia volubilis* L. "sacha inchi" (Euphorbiaceae)

I. Botánica

Género. El género *Plukenetia* pertenece a la familia Euphorbiaceae y está compuesto por 20 especies (Gillespie, 1993; 2007; Bussmann *et al.*, 2009). El género tiene una distribución pantropical, 12 especies se encuentran en Sudamérica y Centroamérica y las otras siete solo en el Viejo Mundo. Las especies de *Plukenetia* son plantas trepadoras o lianas o raramente hierbas perennes, rastreras. El hábitat de estas especies son los bosques tropicales lluviosos y bosques o matorrales pluviestacionales. El género se caracteriza por ovarios con cuatro carpelos, estilo total o parcialmente connado y hábito frecuentemente trepador. Para la identificación en terreno, el mejor carácter es la presencia de glándulas conspicuas, basilaminares, redondeadas o elípticas en la cara adaxial de las hojas, y el fruto tetrámero.

Morfología. *P. volubilis* es una planta trepadora, monoica, decidua (Gillespie, 1999; Gillespie, 1993; Macbride, 1951). Las hojas son opuestas y simples; la lámina foliar es aovado-triangular, 6—13 (—20) cm de largo y 4—10 (—12) cm de ancho, con base truncada o cordada; el margen es crenado o finamente aserrado; en la cara adaxial se presenta una protuberancia glandular en el ápice del pecíolo. La inflorescencia es racemosa, alargada, con flores unisexuales (planta monoica), y de 5—18 cm de largo; las flores pistiladas se encuentran solitarias en los nudos basales, la columna estilar es parcial o totalmente connada, 15—30 mm de largo, flores masculinas subglobosas, numerosas, agrupadas en los nudos distales; estambres 16— 30, con filamentos conspicuos, cónicos, 0,5 mm de largo. Las cápsulas son tetrá- o pentámeras, glabras, 2,5—6 (—7) cm de diámetro. Las semillas son lenticulares, comprimidas lateralmente y de color marrón con manchas irregulares más oscuras, 1,5—2 x 0,7—0,8 cm (Fig. 1).

Taxonomía. La más alta variabilidad dentro de *P. volubilis* se encuentra en la vertiente oriental de los Andes en Perú, en la frontera con Brasil (Gillespie, 1993). Colectas del Cusco, Junín y Pasco, de un rango altitudinal entre 1600—2100 m, son también diferenciables morfológicamente y podrían representar nuevas especies o especies hasta ahora no conocidas del Perú (cf. Rodríguez *et al.*, 2010). La morfología del fruto de colectas provenientes de la Provincia de Mendoza, Departamento de Amazonas, apoyan la existencia de al menos cuatro especies diferentes en esa región, de las que una fue reportada recientemente como una especie nueva para la ciencia (Bussmann *et al.*, 2009). Una revisión taxonómica del género *Plukenetia* sería

altamente deseable para poder denominar correctamente las especies y compararlas en cultivo. Además, hay algunos ejemplares con cinco o seis carpelos (y semillas) inusualmente grandes, que generalmente provienen de áreas de cultivo. Estas colectas muestran frecuentemente un margen foliar marcadamente aserrado.

II. Caracteres diagnósticos y posibles confusiones

La especie más cercanamente relacionada con *P. volubilis* es *P. stipellata*. Ambas pueden ser también consideradas como un complejo de especies (Gillespie, 1993). *P. stipellata* se diferencia sólo por la presencia de un par de estípulas pequeñas en el ápice del pecíolo, tamaño y forma del estilo y estambres; normalmente cinco sépalos en lugar de seis. *P. stipellata,* sin embargo, se encuentra sólo en Centroamérica y hasta ahora no ha sido reportada para Perú. En Perú se reconocen, aparte de *P. volubilis,* otras cuatro especies de *Plukenetia*: *P. polyandenia* Muell., *P. loretensis* Ule, *P. brachybotrya* Muell. y *P. huayllabambana* R. W. Bussmann, C. Téllez & A. Glenn (Bussmann *et al.*, 2009; Rodríguez *et al.*, 2010). *P. volubilis* podría ser confundida con *P. polyandenia*, que pertenece al mismo grupo que *P. volubilis* (informalmente llamado *Cylindrophora*). Aparte del tamaño de la cápsula, algunos caracteres diagnósticos son la forma de la base de la hoja y de los estaminodios y el largo de la columna estilar (Tabla 1).

III. Distribución en Perú

Distribución mundial. El área de distribución de *P. volubilis* se extiende desde las Antillas menores, Surinam y el sector noroeste de la cuenca amazónica en Venezuela y Colombia hasta Ecuador, Perú, Bolivia y Brasil (Gillespie, 1999; 1993; Webster & Huft, 1988).

Distribución en Perú. En Perú, *P. volubilis* se ha reportado para los Departamentos de Amazonas, Cusco, Junín, Loreto, Pasco, San Martín y Madre de Dios (Brako & Zarucchi, 1993; Gillespie, 1993).

IV. Ecología y posibles áreas de cultivo y colecta

Hábitat. El hábitat natural de *P. volubilis* son áreas de vegetación alterada o márgenes de bosques tropicales húmedos o de tierras bajas, hasta una elevación de 900 m (Vásquez, 1997; Gillespie, 1993). La especie es una liana de crecimiento rápido. La colecta en poblaciones naturales debería estar muy restringida debido al bajo número de poblaciones y a su distribución muy dispersa.

Crecimiento. Las plantas de "sacha inchi" crecen y se desarrollan plenamente al rango de temperatura que caracterizan a la Amazonía peruana (mínima 10 °C y máxima 36 °C); algunas experiencias señalan que altas temperaturas aumentan la reproducción de nemátodos, ocasionando una mayor infestación (Shamantina, 2009). En Alto Mayo (Departamento de San Martín), donde las temperaturas son muy bajas, las plantas crecen sin mayores problemas; a una humedad relativa del 78 % y una temperatura media de 26 °C, se observan plantas prácticamente libres de enfermedades (DRASAM, 2008). Las temperaturas por encima de la máxima ocasionan la caída de las flores y frutos pequeños, especialmente los recién formados. Cuando existen bajas intensidades de luz, la planta necesita de mayor número de días para completar su ciclo vegetativo; cuando la sombra es muy intensa la floración disminuye y por lo tanto la producción es menor. Las plantas requieren de disponibilidad permanente de agua, para tener un crecimiento sostenido,



Fig 5. *Plukenetia volubilis* A. Inflorescencia con flores femeninas y masculinas; B Semillas; C. Cápsula inmadura. (Fotos: A, C: Programa Desarrollo Rural Sostenible (PDRS); B: José Roque.)

siendo mejor si las lluvias se distribuyen en forma uniforme durante los 12 meses (850–1000 mm); el riego es, por lo tanto, indispensable en los meses secos, dado que los períodos relativamente prolongados de sequía o de baja temperatura causan un crecimiento lento y dificultoso; es necesario indicar que el exceso de agua ocasiona daño a las plantas e incrementa los daños por enfermedades.

V. Cultivo y explotación

Cultivo. La siembra del "sacha inchi" en la Amazonía peruana está condicionada al régimen de lluvias. Por lo general, bajo condiciones de secano, la siembra directa se realiza al inicio de las lluvias (entre noviembre y diciembre) con la finalidad de garantizar una buena germinación de las semillas y puede prolongarse hasta marzo; en el caso de terrenos bajo riego, puede sembrarse en cualquier mes del año. La siembra indirecta o en trasplante debe realizarse preferentemente entre 45–60 días antes del inicio de las lluvias, entre septiembre y noviembre y puede extenderse hasta febrero (DRASAM, 2008). La preparación del terreno debe efectuarse de acuerdo a las condiciones físicas del suelo, a la pendiente y a las necesidades hídricas del cultivo. La siembra de "sacha inchi" puede realizarse en terrenos planos, ondulados y en laderas con buen drenaje. En el Departamento de San Martín y en otros lugares de la amazonía peruana se siembra de manera tradicional, es decir los agricultores realizan el rozo, tumba y quema. Estas prácticas, sobre todo si van acompañadas de quema, no son recomendables ya que destruye los nutrientes del suelo, interrumpe la descomposición de la materia orgánica y genera la pérdida de la textura. El suelo se compacta y no puede absorber el agua de lluvia y la mayor parte de ella escurre sobre la superficie, produciendo la erosión. Es recomendable emplear el sistema de arado y surcos, con la preparación de la siembra sobre terrenos planos, con el pase de arado a una profundidad de 0,30–0,40 m y la incorporación de estiércol de ganado vacuno y ovino a fin de mejorar la estructura del suelo. La nivelación es un proceso importante para evitar que el terreno se encharque y se generen posteriores problemas por exceso de humedad (DRASAM, 2008; Manco, 2006). Una vez establecidas las plantaciones se recomienda las siguientes labores culturales: control de malezas y plagas, instalación de espalderas y poda (de formación y producción). El "sacha inchi" puede estar asociado a cultivos anuales, bianuales y/o permanentes en su hábitat natural. En campos de agricultores se le encuentra asociado con casi todos los cultivos de la región, como "algodón", "plátano", "frejol", "maíz", "yuca", frutales, especies forestales, entre otros; sin embargo, según algunas experiencias, es preferible su cultivo con leguminosas de porte medio y crecimiento determinado o especies de cortos periodos vegetativos, tales como "frejol caupí" o "frejol de palo" (Shamantina , 2009). En sistemas de tutoraje, entre las hileras se puede asociar con cultivos de ciclo corto como "maní", "frijoles", "algodón de altura" ("upland cotton") y otros cultivos de porte pequeño.

Suelo. El "sacha inchi" tiene una amplia adaptación a diferentes tipos de suelo. Los mejores suelos son los de textura media (franco-arcillo-arenosa, franco-arcillosa y franco-arenosa). Los suelos menos apropiados son los muy arcillosos o muy arenosos. Es una planta agronómicamente rústica de poca exigencia nutricional, crece en suelos ácidos (pH 5,5–7,8) y con alta concentración de aluminio. En el Departamento de San Martín prospera en

los "shapumbales" (terrenos cubiertos por el helecho "shapumba", *Pteridium aquilinum*) secos y húmedos y en "cashucshales" (donde predomina el pasto *Imperata brasiliensis*) con buen drenaje y buena aireación, que eliminen el exceso de agua tanto a nivel superficial como profundo (DRASAM, 2008; Manco, 2006).

Propagación. Las semillas son el principal medio de propagación del "sacha inchi", aunque el injerto puede ser una de las posibilidades para solucionar los principales problemas fitosanitarios (Manco, 2006). La utilización de semillas de buena calidad y con alto porcentaje de germinación es de suma importancia para lograr resultados satisfactorios. Antes de proceder a la siembra es necesario desinfectar las semillas, a fin de prevenir o controlar enfermedades fungosas que afectan la raíz de la planta. La desinfección consiste en impregnar las semillas con un fungicida e insecticida disueltos en agua, en forma de una pasta acuosa en donde se mezclan las semillas hasta que los productos queden uniformemente impregnados. En la siembra directa, la cantidad de

Tabla 1: Caracteres diagnósticos de las especies peruanas de *Plukenetia*.

Carácter	*P. volubilis*	*P. polyandenia*	*P. huayllabambana*	*P. loretensis*	*P. brachybotrya*
Grupo de especies (informal)	*Cylindrophora*			*Euplukenetia*	
Glándulas foliares	Un único promontorio glandular en el ápice del pecíolo	Un único promontorio glandular en el ápice del pecíolo	Glándulas basilaminares en un par.	Glándulas basilaminares en uno o más pares	Glándulas basilaminares en uno o más pares
Columna estilar	Parcial o totalmente connada, 15-30 mm largo	Parcialmente connada, 3-7 mm largo	Parcialmente connada; cilíndrica, 8-12 mm largo	Connada, angosta, cilíndrica, 2-4 mm largo	Connada, compacta, esférica
Estambres	16-30, con filamentos notorios, cónicos, 0,5 mm largo	con filamentos notorios, alargados, 2-3 mm largo	10-14, con filamentos aplanados, 0,1-0,3 mm largo	15-25, sésiles	(24)30-50, sésiles
Fruto (cápsula)	Diámetro 2,5-6(7) cm	Diámetro 6-11 cm	Diámetro 3-4 x 4-6 cm; cada carpelo con un cornículo alado	Cada carpelo con cornículo agudo	Cada carpelo con un tubérculo redondeado
Base de la hoja	Cordada o truncada	Redondeada u obtusa	Cuneada a levemente cordada		
Estaminodios	Subglobosos	Angostamente oblongo-elipsoidales	Elíptico a ampliamente elíptico		

Tabla 2: Estimación de a frecuencia y distribución de *P. volubilis* en Perú sobre la base de los especimenes de los herbarios USM, HUT, HAO, AMAZ, CUZ, HUSA.

Departamento	# especímenes	# provincias	Frecuencia estimada
Amazonas	8	3-Jul	frecuente
Cajamarca	1	Jan-13	raro
Cusco	4	Mar-13	raro
Junín	-	0/9	desconocido
Loreto	14	2-Jun	raro
Pasco	4	1-Mar	raro
Madre de Dios	2	2-Mar	frecuente
San Martin	7	3-Oct	raro

semillas que se precisa es de 1,0—1,5 kg/ ha, donde las distancias entre hileras debe ser de 2,5—3 m, con distancia entre plantas de 3 m y 2—3 cm de profundidad de siembra. En la siembra indirecta, los almácigos se preparan con arena lavada de río, colocando las semillas en hileras distanciadas a 10 cm y a una profundidad de 2 cm. El transplante (repique) de las plántulas a bolsas de polipropileno negro con sustrato previamente preparado con tierra negra de bosque, se realiza antes de la aparición del 3er par de hojas verdaderas. Posteriormente, a los 60 días del almacigado, aproximadamente, y antes de la aparición de las guías, se realiza el transplante final. Es necesario indicar, que en suelos planos y campos limpios el uso de tutores muertos o espalderas permiten un mejor manejo del cultivo, debido que reduce el uso de mano de obra en las podas. El trasplante de las plántulas debe realizarse después de haberse instalado el sistema de tutoraje, para no maltratar las plantas (DRASAM, 2008; Manco, 2006). No hay información disponible sobre propagación vegetativa de *P. volubilis*; se indica que reproduce por estacas, pero no se aporta mayor información al respecto (Anónimo, 2009).

Enfermedades y daños. Las plantas de "sacha inchi" son susceptibles al ataque de nemátodos de los géneros *Aphelenchus, Helicotylenchus, Meloidogyne, Trichodorus, Tylenchus* y *Xiphinema*, muchos de los cuales atacan las raíces, ocasionando una elevada mortandad de plantas al 2do año de producción (Manco s/a). Igualmente, se han reportado daños considerables ocasionados por hongos de los géneros *Fusarium, Stagonospora, Leptosphaeria, Rhizoctonia, Cronartium* y la especie *Colletotrichum gloeosporioides*, los cuales atacan hojas y tallos, tanto en estado de plántula como en ejemplares adultos asociados a daños por especies de *Meloidogyne*. También se menciona el ataque de "babosas" en condiciones de suelos enfangados.

Cosecha y rendimiento. La cosecha de los frutos secos y maduros se realiza 6.5—8 meses después del transplante definitivo. Desde esta primera cosecha, la planta no deja de producir, por ello, las cosechas se realizan cada 20—25 días, siendo de mayor rendimiento entre los meses de noviembre a mayo y reduciéndose entre los meses de junio a octubre, debido a que en este último período le precede una etapa de escasa precipitación pluvial (DRASAM, 2008). La cosecha se realiza recogiendo sólo las cápsulas que se encuentran de color marrón y que aún permanecen en la planta, evitándose el recojo de las semillas que han

caído al suelo pues están contaminadas y podrían dañar el lote producido (CIED, 2007). Manco indica que en el primer año se obtienen rendimientos promedios de 0,7—2,0 t/ha (Manco, 2006). Se desarrolla en asociación con cultivos de cobertura, alcanzando edades hasta de 10 años. Por otra parte, Chacón indica que los cultivos producen 1000 kg en el primer año y se incrementa paulatinamente hasta el tercer año (Chacón s/a).

VII. Poscosecha

Una vez realizada la cosecha, las cápsulas son transportadas para su secado y trilla, en sacos de polipropileno, yute o mallas con capacidad de 25—30 kg de cápsulas recién cosechadas. El secado puede efectuarse en forma natural o artificial, según la fuente de calor. El secado natural se realiza a través de la acción directa de los rayos del sol; en este proceso se utiliza la "era" de cemento, donde se extienden las cápsulas; el tiempo de secado depende mucho del ecotipo o variedad, ya que algunas cápsulas son más gruesas y menos dehiscentes que otras, lo que dificulta la trilla. El secado efectuado a través del calor artificial, proporcionado por secadores que funcionan a base de energía solar, leña, petróleo u otra fuente de energía, es poco utilizado y sólo se realiza cuando se cultivan grandes extensiones. El agricultor prefiere esperar la época de verano para secar su "sacha inchi" o, mientras espera reunir un mayor volumen de cosecha, va postergando el secado y trilla hasta el verano. Los secadores artificiales y secadores solares utilizados para secar "achiote", "cacao", "café", "maíz", "cúrcuma" y otros productos, son apropiados para secar "sacha inchi". Una empresa recomienda realizar el secado natural ya que cualquier otro tipo de secado puede calentar demasiado las cápsulas y alterar la calidad de aceite de los granos (Manco, s/a). Al secarse, gran parte de las cápsulas o, en algunos casos todos, dejan al descubierto las semillas (por su carácter dehiscente). En la actualidad, algunas máquinas trilladoras han sido adaptadas para facilitar la separación de las cápsulas de las semillas, e incluso, separar las cáscaras de las almendras; en este proceso, alrededor del 55 % es semilla seca y el 45 %, restos de la cápsula. El almacenamiento de las semillas se puede realizar en sacos de yute (50—70 kg) y en ambientes secos (DRASAM, 2008; CIED, 2007). Se recomienda no mezclar una cosecha antigua con una reciente, pues algunas semillas pueden estar secas y otras frescas, provocando la pudrición del lote (Arévalo, 2009).

6. *Caesalpinia spinosa* (Molina) Kuntze "tara" (Fabaceae)

I. Botánica

Género. El género *Caesalpinia* L. *sensu lato*, pertenece a la familia Caesalpiniaceae (= Fabaceae, subfam. Caesalpinioideae), de distribución pantropical en bosques, sabanas y semidesiertos, e incluye alrededor de 150 especies, de las que 40 están presentes en Sudamérica (Ulibarri, 1996). Hoy en día se aceptan dos subgéneros: subg. *Caesalpinia* L. con especies en América, África y Asia, caracterizado por un fruto no alado, y subg. *Mezoneuron* (Desf.) Vidal ex Herendeen & Zarucchi, con especies exclusivamente distribuidas en el Viejo Mundo y con frutos alados. Las especies del género *Caesalpinia* son árboles, arbustos o hierbas perennes, algunos de ellos trepadoras, con hojas pari o imparipinnadas, uni- o bipinnaticompuestas; pueden ser espinosas o inermes. La flor posee sépalos imbricados caedizos. El ovario se compone de un carpelo y se desarrolla después de la polinización, produciendo una legumbre papirosa a leñosa, la que puede ser lisa,

espinosa, glandulosa o estar cubierta de pelos ramificados.

Morfología. *Caesalpinia spinosa* (Molina) Kuntze es un arbusto o árbol siempreverde, con espinas en tallo y ramas, de 3—5 (—8) m de altura, y es conocido con una gran diversidad de nombres vernaculares: "tara", "algarroba", "huarango", "guaranga", "tanino", "taya" y "caranca" (Cano *et al.*, 2006; De la Cruz 2004; Ulibarri, 1996; Duke, 1981). El tronco redondo, espinoso y a veces torcido de *C. spinosa* posee una corteza gris y se ramifica ampliamente en ejes foliosos y espinosos. En varios casos los ejes se ramifican desde cerca de la base del tronco, produciendo la impresión de que son varios troncos. Las hojas son verde oscuras, lisas o laxamente espinosas y de hasta 10 cm de largo; son bipinnaticompuestas paripinnadas, con 2—3 (—5) pares de foliolos, los que poseen 5—8 pares de foliolulos opuestos, elípticos a aovados, de 1,4—4 (—4,5) cm de largo y 1—2,5 cm de ancho. Los foliolulos tienen nerviación reticulada, con el envés pubescente o no, y el ápice obtuso hasta emarginado. Las flores se disponen en racimos terminales multifloros, finamente pubescentes y algo espinosos, de 15 (—20) cm de largo. Las flores, de 9—10 (—15) mm de largo, tienen un pedúnculo de 5 mm de largo, finamente pubescente. El cáliz es pentámero, asimétrico, con sépalos fusionados en la base, de hasta 6 mm de largo, con el sépalo ventral más grande, en forma de canoa y con dientes conspicuos en el ápice. Los pétalos son rojo-amarillentos, que con 8—9 mm de largo, son menos del doble del largo del cáliz y casi tan largos como los 10 estambres, que son amarillos. Sólo raramente los estambres sobrepasan la corola (Ulibarri, 1996; Duke, 1981). El fruto es rojizo-café claro, plano y con frecuencia, finamente pubescente; es una legumbre coriácea indehiscente, de 6—10 cm de largo y (1-) 1,5—2,5 cm de ancho; en la madurez posee (4—) 5—8 semillas redondas y negras (Ulibarri, 1996; Coppen, 1995; Hickman, 1993; Duke, 1981) (Fig. 1).

II. Caracteres diagnósticos y posibles confusiones

Aparte de *C. spinosa*, se reconoce la presencia de otras seis especies en Perú: *C. ancashiana* Ulibarri, *C. cassioides* Willd., *C. decapetala* (Roth) Alston, *C. glabrata* Kunth, *C. pulcherrima* (L.) Swartz y *C. trichocarpa* Griseb. (Ulibarri, 1996; Macbride, 1943). Las especies son, sin embargo, diferenciables con la ayuda de algunos caracteres, como largo de la flor, grado de división de la hoja y la naturaleza de tronco y ramas, donde, por ejemplo, sólo el tronco y ramas de *C. spinosa* son conspicuamente espinosas (Tabla 1). El cáliz asimétrico, con el sépalo abaxial más desarrollado y con los dientes del ápice notorios, en combinación con la alta densidad de espinas (especialmente en las ramas más jóvenes), son buenos caracteres para reconocer *C. spinosa* en Perú sin dejar lugar a dudas.

III. Distribución

Distribución mundial. *C. spinosa* se encuentra predominantemente en regiones estacionalmente secas de Bolivia, Perú y norte de Chile, tanto en la vertiente occidental de los Andes como en los valles interandinos. Además, la especie se encuentra en Venezuela, Colombia, Ecuador, en las Antillas y en Cuba, donde es ampliamente cultivada. *C. spinosa* ha sido introducida y es cultivada en el norte y este de África, Estados Unidos, Brasil y Argentina (Jørgensen & León-Yánez, 1999; Ulibarri, 1996; Coppen, 1995; Brako & Zarucchi, 1993; Duke, 1981; Macbride, 1943)

Distribución en Perú. En Perú, *C. spinosa* está distribuida a lo largo de

toda la costa, desde Piura hasta Tacna, y en la sierrra en los Departamentos de Ancash, Apurímac, Ayacucho, Cajamarca, Cusco, Huánuco, Huancavelica, Junín y Pasco. Brako & Zarucchi (1993) también lo reportan para Madre de Dios, pero podría tratarse de indivíduos cultivados. En la vertiente occidental de los Andes se encuentra en las laderas andinas, valles y orilla de ríos, desde el nivel del mar hasta los 3.000 m (De la Cruz, 2004). En el pasado, la especie se encontraba también en la lomas de Perú (por ejemplo, en Lachay, Departamento de Lima, < 1000 msnm), donde fue prácticamente extinguida debido a su sobreutilización como combustible y material de construcción. Climáticamente, el área de distribución se extiende desde templado cálido seco ("Warm Temperate Dry") hasta tropical muy seco ("Tropical Very Dry") y bosque tropical húmedo ("Tropical Wet Forest") (Coppen, 1995). *Caesalpinia spinosa* es cultivada sobre todo en los Departamentos de Cajamarca, La Libertad, Ayacucho, Huancavelica, Apurímac, Ancash y Huánuco, desde 1000 a 2900 msnm (De la Cruz, 2004).

IV. Ecología y posibles áreas de cultivo y colecta

Hábitat. *C. spinosa* crece naturalmente en territorios semiáridos, con una precipitación media anual de 230—500 mm y temperaturas medias anuales de 14,7—27,5 °C. Es muy utilizada como cerco vivo o como árbol de sombra (para animales domésticos) en cultivos de secano, e incluso como árbol ornamental (De la Cruz 2004; Ulibarri, 1996; Duke, 1981). La edad media que alcanza la "tara" es de ca. 60 años, pero puede llegar hasta 100 años.

Crecimiento. *C. spinosa* muestra un crecimiento juvenil muy lento, limitando su uso en programas de reforestación. El crecimiento anual en los primeros años es de sólo 5—15 cm; sin embargo, después del establecimiento, muestra una alta resistencia a la sequía fisiológica, de la que hace uso en situaciones marginales para el crecimiento arbóreo así como en altitudes sobre 3000 m.

Región de cultivo. Los principales productores de "tara" en el Perú son los Departamentos de Cajarmaca, La Libertad, Ayacucho, Huánuco y Lambayeque. Se conocen de experiencias exitosas de cultivos de "tara" en el Departamento de Cajamarca, aunque en todos los lugares donde se cultiva en pequeña escala se emplea como cercos vivos y plantas de sombra (Vigo *et al.*, 2007).

V. Cultivo y explotación

El Instituto Nacional de Recursos Naturales (INRENA) dispone de registros de la producción de vainas de "tara" entre 1989 y 2007, para 17 Departamentos del Perú. La producción nacional se ha ido incrementando desde 4 mil t en 1998 hasta 25500 t que se alcanza en el 2006, año que se registra la máxima producción. Para este periodo, se alcanza un total de más de 125 mil t. Los Departamentos que alcanzan mayor producción, en este mismo periodo, son Cajamarca con más de 51 mil t, la Libertad con 25 mil t, Ayacucho con 14 mil t y Huánuco con 10 mil t. La "tara" es colectada en áreas naturales y en cultivos. Las poblaciones naturales están frecuentemente restringidas a grupos semidomesticados y hay generalmente algo de tala en poblaciones naturales (Coppen, 1995).

Cultivo. Debido a su tolerancia a la poda, la facilidad para ser propagada y su alta densidad de espinas, *C. spinosa* es frecuentemente plantada como cerco vivo, donde el uso adicional de los frutos es frecuente (Coppen, 1995; Barriga y



Fig 6. *Caesalpinia spinosa* A. Frutos de tara cosechados; B. Frutos de tara en planta; C. Flores; D Hábito; E. Hábitat (matorral espinoso) en Ayacucho; F.Hojuelas. (Fotos: A-B-D-E-F: José Roque; C: Markus Ackermann).

Salazar, 1993; Vilela, 1989). La propagación en cultivo se lleva a cabo a través de plántulas. Las semillas frescas tienen un alta capacidad germinativa (> 90 %), incluso sin tratamiento. Si las semillas se guardan por un año, deben ser entonces pretratadas. Todos los métodos usuales de tratamiento de semillas con testa dura son exitosos: remojo prolongado (7 días y más, luego todas las semillas hinchadas se sacan del agua y se siembran); remojo en agua caliente y 24 horas en frío; tratamiento con ácido sulfúrico concentrado; escarificación en arena; desgaste físico de la testa, entre otros. Con estos métodos se alcanzan tasas de germinación por encima del 90 %. Como todas las plántulas con desarrollo rápido de la raíz principal, el repique debe realizarse en forma rápida (dentro de 1—2 semanas después de la germinación). Las plantas son sensibles a la alta humedad y sobre todo, a la presencia de agua empozada, pero toleran bien sombra moderada. Posteriormente (ca. a partir de la sexta hoja) requieren pleno sol. En plantaciones las densidades de plantación son de ca. 1000 a 2500 plantas/ha. La plantación se realiza al comienzo del período de lluvias, donde debe asegurarse que las precipitaciones infiltren bien en el suelo, a través de macetas y surcos. Para un cultivo exitoso se recomienda un control de plagas, fertilización y un manejo silvicultural que incluya limpieza del terreno, raleo, poda (de formación de copa, producción, sanitaria y rejuvenecimiento), manejo de rebrotes, desparasitación, remoción y riego (Vigo *et al.*, 2007).

Suelo. Para el cultivo de "tara", los suelos silíceos o arenosos (pH típicamente 6,8—7,1) son los más aptos, como ocurre en Ayacucho, pero también en Ancash (Cordillera Negra) y en otros lugares. Los mejores desarrollos se verifican en suelos profundos (Wrann & Arriagada, 1988).

Enfermedades y daños. Excepto en estado de plántula, hay pocas enfermedades serias, con excepción de algunos insectos, que atacan las semillas maduras (Duke, 1981). Se indica que las principales plagas de la "tara" son los "pulgones", el "salivazo" (insecto), la "polilla", la "rata" y la "hormiga". En investigaciones sobre el manejo de bosques naturales de "tara" en Cajamara se presentaron mayoramente problemas con plantas parásitas, "pulgones" y el hongo *Oidium* (Vigo *et al.*, 2007). Estas plagas se trataron con control biológico, mayoramente con mezclas de biol (abono orgánico líquido) y azufre (además de detergente de ropa).

Cosecha y rendimiento. Las plantas comienzan a fructificar a edades cercanas a los seis años y tienen las mayores productividades a edades de 20—50 años. La cosecha de frutos se realiza en diferentes épocas dependiendo de la región, entre enero y agosto (Cajamarca), mayo y agosto (Ayacucho) o incluso entre julio y comienzos de noviembre. La producción de legumbres alcanza 10 kg/planta bajo condiciones poco favorables, pero puede llegar a 20—40 kg/planta en condiciones favorables. En condiciones de cultivo u ornamentales generalmente producen casi todo el año. Para el caso de plantas silvestres agrupadas en pequeñas áreas o aisladas, su producción llega a 10 kg/planta, pudiendo incrementarse con un adecuado riego y fertilización. Para realizar cálculos económicos generalmente se infiere una producción promedio de 20 kg por árbol. El ciclo productivo es prolongado en terrenos con riego, llega en promedio hasta los 85 años. Comienza a producir prematuramente a los 4, alcanza su mayor producción a partir de los 15 años y empieza a disminuir a los 65 y resulta prácticamente improductiva a los 85 años.

En terrenos de secano y, posiblemente, en bosques naturales, el promedio de vida es de 65 años.

Sostenibilidad. La colecta, al menos en lo que se sabe hasta ahora, no está regulada o no ha sido determinada sobre la base de datos científicos. La Red Protaya recomienda cosechar sacudiendo las plantas para provocar la caída de las vainas, en el caso que todas las vainas estén maduras (Vigo *et al.*, 2007). En los casos que aún haya flores o que todos los frutos no desprendan (porque la maduración no es uniforme) se debe golpear con una vara sobre el racimo maduro o recurrir a un gancho. En Ayacucho se realiza la recolección de las vainas dando golpes a las ramas con un gancho unido a una "caña" o "carrizo" (Novoa & Ramírez, 2007). Los campesinos no realizan algún manejo agronómico dado que el aprovechamiento de la "tara" es una actividad complementaria, siendo la agricultura su dedicación principal. Con estas formas de colecta seguramente son más cosechados los árboles más bajos y ricos en legumbres, así como, los que presentan uniformemente una mayor cantidad de frutos maduros y más grandes, lo que en el mediano plazo puede causar erosión genética en las poblaciones naturales (lo que significa un aumento relativo de árboles menos aptos para la cosecha, con baja producción de frutos, de tamaño reducido). Una regeneración artificial controlada (eventualmente siembra manual de semillas de los mejores árboles) en poblaciones

Tabla 1: Caracteres diagnósticos de las especies peruanas de *Caesalpinia* según Ulibarri (1996).

Carácter	*C. spinosa*	*C. ancashiana*	*C. cassioides*	*C. decapetala*	*C. glabrata*	*C. pulcherrima*	*C. trichocarpa*
Forma de crecimiento	3 – 5 m (-8 m) arbusto o árbol	subarbusto 0.3 m	1 – 4 m arbusto o árbol	2.5 – 10 m arbusto trepador	3 – 6 m arbusto o árbol	1 – 9 m arbusto o árbol	0.3 – 1.5 m arbusto
Tallos y ramas	General-mente aculeado	Inerme	Subinerme	Partes viejas de la planta aculeadas	Subinerme	Subinerme	Inerme
Foliolos	2 – 3 (-5) pares	1 par y 1 Terminal	(1 -) 2 – 5 Pares y 1 terminal	4 – 10 pares	3 – 8 pares	(3 -) 5 – 8 (10) pares	2 – 5 pares
Foliolulos	5 – 8 pares	(4 -) 8 – 10 (-11) pares	3 – 7 pares	8 – 12 pares	4 – 7 (-10) pares	6 – 10 (-12) pares	(4 -) 6 – 8 pares
Largo de la flor	9 – 10 mm (-15 mm)	10 – 12 mm	13 – 17 mm	13 – 17 mm	8 – 9 mm (14 mm)	20 – 25 mm	8 – 11 mm

naturales podría detener, o incluso revertir, este proceso. Un manejo controlado de las poblaciones naturales más grandes, en el sentido de una semi-domesticación, podría ser también razonable. Una investigación de las consecuencias de mediano plazo de los métodos actuales de cosecha también tendría sentido. Para el cultivo, la selección, tanto cualitativa como cuantitativa, de las formas más productivas, se considera una tarea prioritaria. Aquí también se debería seleccionar ejemplares con rápido desarrollo juvenil, así como formas de crecimiento favorables para la cosecha (ramificación temprana).

VI. Poscosecha

Después de la cosecha, las legumbres son secadas al aire libre, preferentemente protegidas del polvo y a la sombra. Cuando las legumbres están secas son suficientemente quebradizas para ser fácilmente trituradas, las semillas permanecen intactas y las vainas, la materia prima para la obtención de taninos (ca. 50 %), se almacenan en costales de yute u otro material. Una vez secas, las legumbres almacenadas en lugares secos son casi no perecibles. Los fragmentos de las vainas son comercializados directamente o después de ser molidos (Duke, 1981).

Tabla 2: Estimación de la frecuencia de *C. spinosa* en Perú sobre la base de los especimenes de los herbarios USM, HUT, HAO, AMAZ, CUZ, HUSA y observaciones en el campo. La especie abunda en los Departamentos andinos, pero como especie común está muy poco representada en los herbarios.

Región	# ejemplares	# Provincias	Frecuencia estimada
Amazonas	3	2-Jul	Localmente común
Ancash	12	May-20	Común
Arequipa	15	3-Aug	Localmente común
Cajamarca	11	Apr-13	Común
Cusco	5	Jan-13	Localmente común
Huánuco	5	2-Nov	Localmente común
Huancavelica	2	2-Jul	Localmente común
Ica	1	1-May	Localmente común
Junín	2	2-Sep	Localmente común
Lima	35	7-Oct	Localmente común
Moquegua	6	3-Mar	Raro
La Libertad	6	3-Dec	Común
Piura	1	1-Aug	Raro
Puno	1	Jan-13	Raro
Tacna	3	1-Apr	Raro

7. *Smallanthus sonchifolius* (Poepp.) H. Rob. "yacón" (Asteraceae)

I. Botánica

Género. El género *Smallanthus* pertenece a la familia Asteraceae (Compuestas) y actualmente reúne 21 especies que antes eran incluidas en el género *Polymnia* (Robinson, 1981a; 1981b; 1978; Wells, 1971; 1967; 1965). El género *Smallanthus* tiene su distribución restringida a América y su centro de diversidad se encuentra en Centroamérica y en los Andes. Las especies de *Smallanthus* son hierbas perennes, muy

raramente arbustos o pequeños árboles y sólo una especie es anual (Grau & Rea, 1997). El género se caracteriza por la superficie (con ligeras hendiduras) y forma del aquenio (radialmente engrosada y lateralmente comprimido), la nervadura foliar (casi siempre trinervadas o palmatilobuladas), presencia de un verticilio al exterior de las brácteas involucrales, la falta de glándulas en el ápice de las anteras y la forma de los pelos de la corola (con ápice agudo).

Morfología. *S. sonchifolius* es una hierba perenne de 1,5—3 m de altura, con tallo cilíndrico a angular, surcado, hueco en la madurez y densamente pubescente en la parte superior (Grau & Rea, 1997; Wells, 1965). El sistema radicular se compone de un sistema muy ramificado de raíces de absorción y de hasta 20 raíces carnosas y tuberosas de almacenaje. Las raíces de almacenaje se forman a partir de un sistema ramificado de ejes subterráneos; son mayoritariamente napiformes, pueden alcanzar hasta 25 cm de largo y 10 cm de grosor y pesan entre 0,2—2 kg. El color de la corteza de las raíces y del tejido de almacenaje varía, dependiendo del clon, entre blanco, crema, rosado (estriado), lila, y hasta marrón. Las hojas son opuestas, con lámina decurrente hacia el pecíolo; la lámina foliar es anchamente aovada con la base hastada, auriculada o connada; las hojas superiores son aovado-lanceoladas; la haz de la hoja es piloso y el envés pubescente. Las inflorescencias son terminales, con 1—5 ejes, cada uno con tres capítulos y pedúnculos densamente pubescentes. Las brácteas involucrales son uniseriadas y aovadas, de hasta 15 mm de largo y 10 mm de ancho. Los capítulos son amarillos a anaranjados, con cerca de 15 flores liguladas. Las flores liguladas son femeninas, 2—3-dentadas, de hasta 12 mm de largo y 7 mm de ancho. Las flores tubulares son masculinas, con cerca de 7 mm de largo. El fruto es un aquenio, de 3,7 x 2,2 mm en promedio (Seminario *et al.*, 2003); tienen forma elipsoidal, color café oscuro, con epidermis lisa, endocarpio sólido caracterizado por el libre desprendimiento del pericarpio con un ligero frotamiento; algunos ecotipos no producen frutos y si los producen no son viables (Rivas, 2004).

Taxonomía. Los trabajos sobre la sistemática de *Smallanthus* (o *Polymnia*) se basan casi exclusivamente en ejemplares de herbario, los cuales, debido a la estructura y tamaño de las plantas y la baja accesibilidad de la mayor parte de las áreas de distribución natural, son de tamaño reducido o de calidad poco satisfactoria; por ejemplo, faltan en general los órganos subterráneos (Robinson, 1978; Wells, 1965). Por ello, la determinación de las especies sudamericanas no es fácil (Grau & Rea, 1997). Una nueva revisión crítica de los representantes sudamericanos del género es imperiosamente necesaria.

Variabilidad. Por el color del tallo y de las raíces de almacenaje, los agricultores son capaces de diferenciar cada uno de los cultivares. La diversidad es, sin embargo, mucho menor que la de otras plantas útiles comparables. Es posible estimar la existencia de sólo unos 20—30 cultivares (Manrique *et al.*, 2005; 2004). Bajo condiciones controladas, los cultivares (i.e. genotipos) se diferencian significativamente en la forma y peso de las raíces de almacenaje, el rendimiento, el contenido de azúcar, fenol y ADN, y en las isoenzimas foliares (Lebeda, 2008; 2004; 2003a; 2003b; Lachman *et al.*, 2007; Milella *et al.*, 2007; Mansilla, 2006; Valentova, 2006; Hermann *et al.*, 1999; Mansilla, 2006). Tello (2002) señala que en el Perú hay dos centros de diversidad fenotípica: el sur, en la parte andina oriental de Cusco y Puno, y el norte, en las Provincias de Cajamarca

y Contumazá, en Cajamarca. Seminario *et al.* (1999) señalan cuatro morfotipos para el norte del país, diferenciados por diferentes descriptores como el color de las raíces y forma de las hojas; de estos, el tipo III es el más frecuente en esta región, sobre todo en aquellos lugares donde el cultivo tiene carácter comercial (Seminario *et al.*, 1999). Mansilla, por su parte, menciona que en los bancos de germoplasma del INIA, CIP y Universidades de Cusco y Cajamarca existen 323 entradas (clones) de "yacón", habiéndose identificado 35 morfotipos -nueve en el INIA, diez en el CIP, ocho en la Universidad Nacional de Cajamarca y ocho en la Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco (UNSAAC); de sus análisis concluye que existe mayor diversidad en la zona central del país (Mansilla, 2001).

II. Caracteres diagnósticos y posibles confusiones

En Perú, se reconoce la presencia de otras seis especies de *Smallanthus*, además de *S. sonchifolius* (Brako & Zarucchi, 1993). Dos de estas especies, *S. riparius* (H.B.K.) H. Rob. y *S. siegesbeckius* (DC.) H. Rob., se consideran pertenecientes al mismo grupo que el "yacón" ("grupo yacón") y están, sobre la base de su distribución, hábito y morfología, estrechamente emparentadas con *S. sonchifolius* (Grau & Rea, 1997). Debido a esta problemática, los caracteres diagnósticos empleados por Wells no son siempre fáciles de interpretar (Tabla 1) (Wells, 1965); sin embargo, ya que el "yacón" o "llacón" se reproduce exclusivamente por vía vegetativa y no es recolectado en poblaciones silvestres, no existe ningún riesgo verdadero de confundirlo con las otras especies.

III. Distribución

Distribución mundial. *S. sonchifolius* está actualmente distribuido en gran parte del territorio andino como planta silvestre o en cultivo, desde Ecuador en el norte, hasta el noroeste argentino en el sur (Seminario *et al.*, 2003; Jørgensen & León-Yánez, 1999; Grau & Rea, 1997); incluso ha sido ocasionalmente reportado para Colombia y Venezuela (Rea, 1994; Zardini, 1991; NRC, 1989; Wells, 1965). El centro de diversidad se encuentra entre la cuenca del Apurimac en el sur de Perú (14°S) y La Paz en Bolivia (17°S). En ese territorio se encuentra la más alta diversidad genética del "yacón" y también tres de las especies silvestres más relacionadas. En los últimos 30—40 años también se han realizado intentos de cultivo fuera de su área de distribución natural, parte de ellos en forma masiva, sobre todo en Nueva Zelanda, China, Rusia, Taiwán, Japón, Corea, Brasil y en la antigua Checoslovaquia (Lebeda *et al.*, 2008, Douglas, 2005; Manrique *et al.*, 2005).

Distribución en Perú. El cultivo de "yacón" en Perú ha sido documentado para 18 Departamentos andinos (Seminario *et al.*, 2002). Las principales áreas de producción se encuentran en Cajamarca, Puno, Pasco, Huánuco, Ancash y Junín, y en menor magnitud en Piura, Amazonas, Lambayeque, La Libertad, San Martín, Lima, Huancavelica, Ayacucho, Apurímac, Arequipa y Cusco.

IV. Ecología y posibles áreas para el cultivo

Hábitat. Se asume que el "yacón" y las especies emparentadas se han desarrollado en territorios húmedos de la vertiente oriental de los Andes, bajo condiciones de temperaturas moderadas y un período estacional con sequía acentuada (Grau & Rea, 1997).

Crecimiento. El crecimiento óptimo se produce bajo temperaturas entre 18 y 25 °C, en el que las hojas toleran temperaturas de hasta 40 °C sin daño evidente. Temperaturas



Fig 7. *Smallanthus sonchifolius* A. Plántula de "yacón"; B-C. Inflorescencia (cabezuela); D. Hábito; E. Sistema radicular; F. Raíces carnosas y tuberosas de almacenaje. (Fotos: A: Carlos Ruiz; B: Lázaro Santa Cruz; C-D: David Rosario; E: Markus Ackermann; F: José Roque.

nocturnas bajas en lugares de altitud media llevan a un desarrollo óptimo de raíces de almacenaje, mientras que zonas bajas cálidas favorecen un mayor desarrollo de porciones caulinares subterráneas o propágulos (erróneamente llamados rizomas). Los órganos aéreos del "yacón" no son tolerantes a las heladas y evidencian daño bajo temperaturas desde -1 °C (Grau & Rea, 1997). El cultivo del "yacón", sin embargo, no presenta problemas en zonas con heladas débiles en tanto que estas ocurran al término del período vegetativo. En Nueva Zelanda, temperaturas de alrededor de -7 °C producen también la muerte de todos los órganos subterráneos de la planta. Temperaturas menores a 10—12 °C bajo radiación solar intensa llevan a daño en las hojas.

Biología floral. La biología floral y de polinización del "yacón" no es bien conocida. En general, el desarrollo floral del "yacón" es reducido en comparación con las formas silvestres, un fenómeno conocido para otras plantas útiles con reproducción clonal (Grau & Rea, 1997). El desarrollo floral es fuertemente dependiente de las condiciones ambientales y es diferente en las distintas áreas en que se cultiva. En condiciones favorables de cultivo, la floración comienza después de 6—7 meses y alcanza su punto máximo después de 8—9 meses. Se asume que el "yacón" presenta polinización cruzada. Una indicación de ello es la morfología del polen, el desarrollo temprano de las flores femeninas (protoginia), la morfología de las flores femeninas y la producción de néctar, sobre todo en las flores tubulares (Seminario *et al.*, 2003). La producción de semillas es, sin embargo, bastante baja en la mayoría de los casos; las razones de ello no son bien conocidas. La esterilidad del polen se asume como uno de los posibles factores, aunque los estudios disponibles hasta ahora son contradictorios (Soto, 1998; Grau & Slanis, 1996). Un desequilibrio en el metabolismo de la planta puede ser asumido como un factor adicional, en el que la planta debe suministrar recursos energéticos para el desarrollo de un elevado número de flores y, al mismo tiempo, para el de las raíces de almacenaje. Evidencia de ello es el mayor número de semillas formadas en las flores que se desarrollan primero. Además, las tasas de germinación de las semillas menos desarrolladas son muy bajas, alcanzando 0— 32 % (Chicata, 1998, Rea, 1995). Una de las posibles razones es la latencia física de las semillas debido a la dureza de la testa, la que es conocida para una de las especies silvestres de *Smallanthus*. Más aún, el crecimiento de las plantas producidas por semilla es más lento que el que muestran las plantas vegetativamente reproducidas. Las flores del "yacón" pueden ser producidas artificialmente a través de injertos en "girasol" (Nakanishi & Ishiki, 1996).

Fotoperiodo. El "yacón" es considerado neutral al fotoperíodo, al menos en lo que respecta al desarrollo del tallo y de las raíces de almacenaje (Manrique *et al.*, 2005; Rea, 1994; NRC, 1989). Ya que dichos procesos comienzan más tarde a mayores latitudes, Grau & Rea (1997) asumen que el "yacón" desarrolla raíces de almacenaje y florece predominantemente en días cortos.

Región de cultivo. En general, el cultivo es posible en latitudes templadas y subtropicales (0—24°) (Manrique *et al.*, 2005). Aun cuando el "yacón" puede ser cultivado en casi todo Perú, desde la Costa (Lima, Trujillo) hasta los bosques lluviosos de tierras bajas, este se desarrolla de la mejor manera en los pisos altitudinales entre 1100 y 2500 m (Seminario *et al.*, 2003). En el extremo norte de Perú el "yacón" no puede ser cultivado arriba de los 3.000 m;

sin embargo, en Amazonas y San Martín, puede ser cultivado exitosamente incluso hasta en los bosques nublados (ca. 3600 m). Los rangos de altitud que han sido indicados para otros países sugieren una alta capacidad de adaptación: 900—3500 m en Bolivia y Ecuador, 600-2500 m en el noroeste argentino, 600 m en Brasil y al nivel del mar en Nueva Zelanda y Japón.

V. Cultivo y explotación

Cultivo. El "yacón" es una planta cultivada, y el uso de plantas silvestres casi no se conoce. En las zonas altas de los Andes, el "yacón" es plantado hacia el comienzo del período de lluvias entre septiembre y octubre, de modo que la mayor parte de período vegetativo ocurre en la época lluviosa. En zonas más bajas, con riego suficiente, puede ser plantado y cosechado durante todo el año (Manrique *et al.*, 2005; Seminario *et al.*, 2003). En zonas secas y libres de heladas de Perú, el "yacón" puede ser cosechado durante todo el año en la medida que la correspondiente disponibilidad de agua es asegurada. La preparación del terreno depende de las condiciones locales. La plantación de, por ejemplo, los esquejes de los propágulos, se realiza en hileras con una distancia de 0,6—1,0 m entre plantas y 0,8—1,0 m entre hileras. Ensayos de distanciamiento de "yacón" en Corea sugieren una densidad de 30000 plantas/ha (Doo *et al.*, 2001), con distancias de 70 cm entre hileras y de 47 cm entre plantas. También, en Nueva Zelanda, se ha mostrado un incremento en el rendimiento con el aumento de la densidad sobre 24000 plantas/ha (Douglas *et al.*, 2005). Las plantas de "yacón" necesitan relativamente mucha agua en el inicio del período vegetativo. En la mayor parte de los valles interandinos donde el "yacón" ha sido cultivado, debe ser regado. En Bolivia el "yacón" es mayoritariamente cultivado en territorios con precipitaciones entre 300—600 mm. Precipitaciones ≥ 800 mm se consideran óptimas. Se recomienda mullir las hileras durante el periodo vegetativo (Rea, 1994). Si se plantan fragmentos de rizoma, el desarrollo inicial de las plantas es relativamente lento y los vástagos no emergen sino hasta después de 30—50 días. El control de malezas es aplicado normalmente sólo dos veces al comienzo del período vegetativo, ya que las plantas de "yacón" pueden subsecuentemente suprimir las malezas. Sobre la fertilización de "yacón" se ha investigado muy poco: en Brasil se ha mostrado, en un ensayo con un cultivar, que los rendimientos más altos se obtienen mediante fertilización con 140 kg N/ha y 100 kg K/ha (Amaya, 2000); en Cajamarca la fertilización con 5—10 t/ha de humus es suficiente para equilibrar la pérdida de nutrientes (Seminario *et al.*, 2003).

Suelo. El "yacón" se desarrolla bien en distintos tipos de suelo. Los más apropiados parecen ser suelos livianos, profundos, con buen drenaje y ricos en nutrientes (Rea, 1994). Estos suelos favorecen un desarrollo uniforme de las raíces de almacenaje y limitan la descomposición. Suelos muy pesados son poco aptos. Incluso se han logrado buenos resultados en terrazas fluviales en Bolivia y en suelos laterizados tratados con dolomitas en Brasil (Grau & Rea, 1997). El pH del suelo puede ser ácido a levemente alcalino; los mejores resultados se logran en suelos con pH neutro a levemente ácido (Manrique *et al.*, 2004).

Propagación vegetativa. La propagación es siempre vegetativa y se efectúa tradicionalmente por propágulos (cepas), esquejes y nudos enraizados (PYMAGROS s/a). Los propágulos (porciones caulinares subterráneas) deben ser divididos de modo que cada fragmento tenga entre 3—5 brotes

(Manrique, 2005; Seminario, 2003); de esta manera, es posible obtener 15—35 esquejes del propágulo de una planta de un año. Mediante la plantación de propágulos de mayor tamaño en Nueva Zelanda (200 g en lugar de 50 g), el rendimiento por planta fue incrementado a más del doble (Douglas *et al.*, 2005). Las raíces de almacenaje no pueden ser propagadas. Nuevos estudios muestran que los propágulos pueden ser mantenidos bajo tierra 25—40 días después de la cosecha, después de lo cual los vástagos o rebrotes pueden ser cuidadosamente separados y plantados. De este modo puede acelerarse algo el ciclo de cultivo. La propagación mediante esquejes de tallos (con al menos dos brotes) puede ser también llevada a cabo (Grau & Rea, 1997); para ello, lo mejor es emplear plantas antes de la floración, por ejemplo, de 5,5—6 meses de edad. En laboratorio, bajo condiciones controladas (atmósfera saturada), el mejor enraizamiento se produce mediante tratamiento con auxinas. En el campo, los almácigos son preparados con arena de río lavada y desinfectada con formalina (10 %), en la que los esquejes se mantienen en condiciones húmedas al menos hasta que aparezcan los primeros brotes; de esta manera, el 98—100 % de los esquejes enraízan después de 45 días (Seminario *et al.*, 2001). También la propagación mediante brotes individuales es posible en invernadero (Seminario *et al.*, 2002); los brotes individuales son aquí puestos en sustrato enraizante bajo condiciones estériles; después de 60 días enraízan entre 43 y 97 % dependiendo del cultivar. El mismo método puede ser aplicado a tallos completos y los brotes deben ser separados después del enraizamiento. La propagación *in vitro* es también posible y comercialmente interesante; varios protocolos han sido desarrollados para ello, los que son interesantes en la producción de ejemplares vegetales libres de virus (Yang *et al.*, 2006; Mogor *et al.*, 2003; Masuri *et al.*, 2002; Estrella, 1994).

Enfermedades y daños. Enfermedades y parásitos no son hasta ahora un gran problema en el cultivo del "yacón", ya que no existen monocultivos de gran extensión. Los parásitos aparecen en cultivo en latitudes cálidas y húmedas. Algunos

Tabla 1: Caracteres diagnósticos de las especies peruanas de *Smallanthus* del "grupo yacón" (Wells, 1965).

Carácter	*S. siegesbeckius*	*S. riparius*	*S. sonchifolius*
Flores tubulares del disco	Número ≤ 15	Número ≥ 30	Número ≥ 60
Flores radiales liguladas	5 - 6 mm largo	≥ 10 mm largo	ca. 12 mm largo
Brácteas involucrales	≤ 1 cm	≥ 1 cm	≤ 15 mm largo and ≥ 10 mm ancho
Páleas	Margen involuto		Margen no involuto
	Prolongadas hacia un punto elongado		Ápice agudo o acuminado
	Con glándulas estipitadas en la parte inferior, glándulas de hasta 1 mm largo		Si glandular, entonces las glándulas sésiles o casi sésiles

parásitos y enfermedades de hojas y raíces han sido reportados (Fenille *et al.*, 2005; Ortiz *et al.*, 2001; Sato *et al.*, 1999; Barrantes, 1998, Grau & Rea, 1997).

Cosecha y rendimiento. Después del término del ciclo vegetativo, las partes aéreas del "yacón" comienzan a morir, lo que indica la época de cosecha. Las raíces de almacenaje pueden permanecer, todavía, un tiempo en el suelo sin dañarse, dependiendo de la región y el clima. La cosecha se realiza, dependiendo de la región y la altitud, 6—12 meses después de la plantación. Investigaciones en Brasil y Nueva Zelanda prueban que una cosecha cada 7—8 meses es lo mejor con respecto a rendimiento y contenido de fructo-oligosacáridos (Oliveira & Nishimoto, 2004; Vilhena *et al.*, 2003; Wong & Manley-Harris, 2003). Durante la cosecha deben removerse primero las partes aéreas de las plantas y luego desenterrar cuidadosamente todo el stock de raíces (Seminario *et al.*, 2003). Las raíces de almacenaje son muy sensibles a daño mecánico. Posteriormente se separa el rizoma de las raíces de almacenaje. En Brasil y Nueva Zelanda, cosechadores mecánicos de "papas" han sido utilizados de manera exitosa (Douglas *et al.*, 2005; Kakihara *et al.*, 1996). En cosecha de hojas, se cosechan las hojas adultas, cuando forman aproximadamente un ángulo recto con el tallo. Estudios preliminares en Cajamarca asumen que las hojas pueden ser cosechadas cada 30 días. La magnitud de la influencia de la cosecha de hojas en la producción de raíces de almacenaje no se conoce hasta ahora. La producción media de raíces de almacenaje por hectárea alcanza, en cultivo en el territorio alto-andino, normalmente 20—40 t/ha peso fresco (peso seco 10—14 %) y en las cercanías de Cajamarca 40—50 t/ha (Seminario *et al.*, 2003; Hermann *et al.*, 1999; Rea, 1994). La producción depende fuertemente de la elección del cultivar, de la región de cultivo (altitud, duración del día, fertilidad del suelo) y de otros cuidados culturales y medidas de fertilización. En Brasil se han obtenido hasta 100 t/ha (Kakihara *et al.*, 1996). Distanciamientos más bajos entre plantas aumentan el rendimiento de la cosecha y la proporción de raíces de almacenaje (< 200 g) (Doo *et al.*, 2001; Amaya, 2000; Tsukihashi *et al.*, 1989). La cosecha de hojas se estima en 3—4 toneladas peso seco bajo densidades de 18500 plantas/ha. En la República Checa se han cosechado ca. 2 toneladas de hoja (Viehmannová *et al.*, 2007). Adicionalmente, se realizó evaluaciones de 45 genotipos de colecciones del banco de germoplasma del Centro de Investigación de Cultivos Andinos (CICA) y Programa

Tabla 2: Estimación de la frecuencia y distribución de *S. sonchifolius* en Perú sobre la base de los especimenes de los herbarios USM, HUT, HAO, AMAZ, CUZ, HUSA (no hay especímenes de los demas Departamentos, material del estado silvestre no documentado).

Departamento	# ejemplares	# Provincias	Frecuencia estimada
Ancash	1	Jan-20	Rara
Cajamarca	1	Jan-13	Baja
Cusco	4	Mar-13	Baja
Huanuco	1	1-Nov	Baja
Junín	1	1-Sep	Baja
La Libertad	1	1-Dec	Rara

de Raíces y Tubérculos Andinos (RTA) de la UNSAAC, y encontró un rendimiento promedio de 0,9 kg/planta (Taboada, 1998). Huamán, evaluando ecotipos del norte del país, obtuvo un peso promedio de 1,09 kg/planta; mientras que Tello, al evaluar variedades procedentes de Huánuco, encontró un peso promedio de 2,85 kg/planta (Tello, 2002; Huamán, 1991). En Oxapampa (Pasco), Melgarejo, trabajando con variedades locales obtuvo 3,4 kg/planta empleando alta fertilización; esto contrasta con lo obtenido por Rivas, quien evaluando la variedad "morado piel negra", obtuvo un rendimiento de 1,3 kg/planta (Rivas, 2004; Melgarejo, 1999). Sotomayor analizó 101 entradas de "yacón" del norte del Perú y diferenció 12 grupos morfológicos, separados principalmente por el color del tallo, pigmentación de las hojas, forma de la lámina, piel de la raíz y color de los propágulos; el peso promedio encontrado fue de 0,979 kg/planta (Sotomayor, s/a).

VI. Poscosecha

Las raíces de almacenaje del "yacón" acumulan una gran cantidad de fructo-oligosacáridos (FOS) del tipo inulina, con un grado de polimerización de 3—10 (más bajo que en la verdadera inulina) (Kanayama *et al.*, 2006; Lachman *et al.*, 2003; Hermann *et al.*, 1999; Asami *et al.*, 1991; 1989). Los FOS constituyen cerca del 10 % del peso fresco, lo que significa 70—80 % del peso seco. Ellos se forman durante el período vegetativo a partir azúcares simples y son enzimáticamente descompuestos de nuevo entre la cosecha y el rebrote (Seminario *et al.*, 2003; Fukai, 1997; 1993). El grado medio de polimerización de los FOS aumenta durante el período vegetativo. Hay algunos estudios que muestran que después de la cosecha, es decir, durante el almacenamiento de las raíces de almacenaje del "yacón", la concentración de FOS disminuye y la de las azúcares libres aumenta nuevamente. Especialmente en los primeros días después de la cosecha parece ser que esta conversión se produce relativamente rápido y que es dependiente de las condiciones de almacenamiento (Lachman *et al.*, 2004; Doo, 2000; Doo *et al.*, 2000; Vilehna & Câmara, 1996). Sin embargo, estos estudios están restringidos hasta ahora a unos pocos cultivares; es así que se muestra que en el almacenamiento de las raíces de almacenaje del "yacón" en dos pisos altitudinales diferentes, 1990 m y 1930 m, la disminución del contenido de FOS en los primeros días es mayor en el piso altitudinal más bajo; después de 12 días las concentraciones se vuelven a equiparar (Graefe *et al.*, 2004). En Nueva Zelanda las raíces de almacenaje son guardadas por 30 días a 1 °C sin cambios en la concentración de FOS (Douglas *et al.*, 2005); se muestra, sin embargo, una disminución posterior de la concentración alrededor de 35 % hasta el día 72; en condiciones de almacenamiento de 5 °C, 10 °C, 20 °C y a temperatura ambiente se observa una disminución del 25 % después de 15 días. La congelación de los brotes de las raíces a -20 °C previene la degradación de FOS (Kanayama *et al.*, 2006). Además, los FOS con menor grado de polimerización (2—7) se degradan más rápido que los con mayor grado (9—11) (Kanayama *et al.*, 2007). El contenido de fenoles de las raíces de almacenaje y de las hojas parecen no cambiar durante el almacenamiento y el secado (40—60 °C) (Takenaka *et al.*, 2006). Para la elaboración de productos con alta concentración de FOS las raíces de almacenaje deberían ser guardadas sólo por períodos cortos en espacios fríos y oscuros con alta humedad del aire, y ser procesados, en lo posible, directamente. Tradicionalmente las raíces de almacenaje permanecen un par de días al sol después

de la cosecha, ya que de este modo las raíces se vuelven más dulces. Una investigación sobre este método mostró una pérdida de agua del 40 % y una disminución del 50--62 % en la concentración de FOS y hasta 29—44 % del peso seco después de 6 días. Los azúcares libres aumentan del mismo modo (Graefe *et al.*, 2004). También se han reportado diferencias visibles en la tasa de conversión entre diferentes cultivares. La concentración de FOS en relación al peso fresco es, después de seis días de exposición al sol y debido a la disminución del peso, levemente mayor que al momento de la cosecha. Ello significa que la cantidad absoluta de FOS es mayor directamente después de la cosecha y la cantidad relativa, mayor después de la exposición al sol. Las condiciones de almacenamiento deben ser seleccionadas dependiendo del tipo de producto deseado.

Agredicimiento

Al proyecto PERUBIODIVERSO apoyado por la Cooperación Suiza (SECO) y la Cooperación Alemana (GIZ).

Literatura citada

African Plants Database (en línea). Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève and South African National Biodiversity Institute, Pretoria. Versión 3.3.3. <http://www.ville-ge.ch/musinfo/bd/cjb/africa/> (acceso 01/05/2011).

Albán, L.; M. Matorel; J. Romero; N. Grados; G. Cruz & P. Felker. 2002. Cloning of elite, multipurpose trees of the *Prosopis juliflora/pallida* complex in Piura, Peru. Agroforestry Systems 54(3): 173-182.

Alemán, M.; E. Espinoza & A. Navarro. 2009. Plan de manejo forestal - recurso forestal *Prosopis pallida* "algarrobo". Asociación Comunal para el Manejo del Bosque Seco de la Cuenca de Bocapán (ACMBB). Perú.

Aliaga, R. 2004. "Maca" (*Lepidium meyenii*). *In*: Seminario, J. (ed.) Raíces Andinas -Contribuciones al conocimiento y a la capacitación. Pp. 361-366

Aliaga, R. *et al.* 2009. Fundamentos Técnicos para la Denominación de Origen y Zonificación de la "maca" en la Meseta del Bombón Junín - Pasco. Expediente técnico, Lima.

Al-Shehbaz, I A. 1986a. New wool-alien Cruciferae (Brassicaceae) in North America: *Lepidium* and *Sisymbrium*. Rhodora 88: 347-356.

Al-Shehbaz, I. A. 2010. A synopsis of the South American *Lepidium* (Brassicaceae). Darwiniana 48 (2): 141-167.

Al-Shehbaz, I. A. 1986b. The genera of Lepidieae (Cruciferae; Brassicaceae) in southeastern United States. Journal of the Arnold Arboretum 67: 265-311.

Alves, R. E.; H. A. C Filgueiras; C. F. Moura; N. C. Araújo & A. S. Almeida. 2002. "Camu¬camu" (*Myrciaria dubia* McVaugh): A Rich Natural Source of Vitamin C. Proc. Interamer. Soc. Trop. Hort. 46: 11-13.

Amaya, J. 2000. Efeitos de doses crescentes de nitrogenio e potássio na produtividade de "yacon" (*Polymnia sonchifolia* Poep. & Endl.). Tese do título de Mestr em Agronomia - area de concentracao em horticultura. Universidade Estadual Paulista Julio de Mesquita Filho, Brasil, 58 p. (citado por Seminario *et al.*, 2003).

Andrade, J. S.; C. G. Aragao; M. A. Galeazzi & S. A. Ferreira. 1995. Changes in the concentration of total vitamin C during maturation and ripening of "camu-camu" [*Myrciaria dubia* (H.B.K.) McVaugh] fruits cultivated in the upland of Brasilian central Amazon. Acta horticulturae. Acta hortic.

370: 177-180.

Anónimo. "Sacha inchi". <http://proyectosachainchi.galeon. com/>. Acceso 20/03/2009.

Arana, M. 2005. Informe sobre la "Maca" y el "Paiche". Taller Técnico: El uso de indicaciones geográficas, denominaciones de origen o marcas colectivas para promover el biocomercio. <http://www.biotrade.org/Events/workshops/GI_ Lima2005/Peru_case%20study-es.pdf>. Acceso 2009.

Araujo, A. 2007. Cultivo de "aguaymanto". Proyecto: Fomento del Biocomercio con productos Andinos en el Corredor Económico Crisnejas-Cajamarca. 23 p.

Arévalo, G. 2009. El cultivo del "sacha inchi" (*Plukenetia volubilis* L.) en la Amazonia-Tecnología de Post-cosecha. <http://www.congreso.gob.pe/comisiones/1999/ciencia/cd/inia/inia-i5/inia-i5-05.htm>. Acceso 20/03/2009.

Asami, T.; K. Minamisawa; T. Tsuchiya; K. Kano; I. Hori; T. Ohyama; M. Kubota & T. Tsukihashi. 1991. Fluctuations of oligofructan contents in tubers of "yacon" (*Polymnia sonchifolia*) during growth and storage. Jpn. J. Soil Science and Plant Nutrition 62: 621–627.

Asami, T.; M. Kubota; K. Minamisawa & T. Tsukihashi. 1989. Chemical composition of "yacon" (*Polymnia sonchifolia*), a new root crop from the Andean highlands. Japanese Journal of Soil Science and Plant Nutrition 60(2): 122¬-126.

Barrantes, F. 1998. Patología de las raíces y cormos andinos. En: Seminario, J. (Comp.). Producción de raíces andinas: Fascículos. Manuales de capacitacion CIP, Lima, Perú, 17:1-10.

Barriga, C. & J. Salazar. 1993. El cultivo de la "tara". Proyecto viveros forestales en la cuenca alta del río Rímac. U.N.A. La Molina.

Bean, A. R. 2006. *Physalis* (Solanaceae) in Australia - nomenclature and identification. Austral. Syst. Bot. Soc. Newsl. 127: 6-9.

Benítez de Rojas, C. & A. Magallanes. 1999. El género *Physalis* (Solanaceae) de Venezuela. Acta Bot. Venezuel. 21 (2): 11-42 (1998 publ. 1999).

Beresford-Jones, D. G. 2005. Pre-Hispanic *Prosopis*-Human Relationships on the South Coast of Peru: Riparian Forests in the Context of Environmental and Cultural Trajectories of the Lower Ica Valley. Magdalene College, University of Cambridge. <http://www.arch.cam.ac.uk/dgb27>. Acceso 03/04/2012.

Bessega, C.; L. Ferreyra; J. C. Vilardi & B. O. Saidman. 2000. Unexpected low genetic differentiation among allopatric species of section Algarobia of *Prosopis* (Leguminosae). Genetica (The Hague) 109 (3): 255-266.

Bonnier, E. 1986. Utilization du sol a l'epoque prehispanique: le cas archeologique du Shaka-Placamayo. Cahiers des Sciences Humaines 22: 97-113.

Brack, A. 1999. Diccionario enciclopédico de plantas útiles del Perú. Centro de Estudios Regionales Andinos Bartolomé de las Casas. Pp. 550.

Brako, L. & J. L. Zarucchi. 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 45: i–xl, 1–1286.

Burghardt, A. & S. Espert. 2007. Phylogeny of *Prosopis* (Leguminosae) as shown by morphological and biochemical evidence. Australian Systematic Botany 20: 332–339.

Burghardt, A.; M. Brizuela; M. Mom; L. Albán & R. Palacios. 2010. Análisis numérico de las especies de *Prosopis* L. (Fabaceae) de las costas de Perú y Ecuador. Rev. peru. biol. 17(3): 317–323.

Burkart, A. 1976. A monograph of the genus *Prosopis* (Leguminosae subfam. Mimosoideae). J. Arnold Arbor. 57(4): 450–525.

Bussmann, R. W.; C. Téllez & A. Glenn. 2009. *Plukenetia huayllabambana* sp. nov. (Euphorbiaceae) from the upper Amazon of Peru. Nordic Journal of Botany 27: 313-315.

Cabieses, F. 1993. Apuntes de Medicina Tradicional: la racionalización de lo irracional. 2da ed. Lima. Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología.

Cabieses, F. 2003. Ayer y Hoy: Las plantas medicinales. Lima. Ed. por Fernando Cabieses. Pp: 7-32.

Cabieses, F. 2007. La salud y los Dioses: La medicina del Antiguo Perú. Fondo Editorial de la UCSUR. Lima.

Cano, A.; M. I. La Torre; S. Castillo; H. Aponte; M. Morales; W. Mendoza; B. León; J. Roque; I. Salinas; C. Monsalve & H. Beltrán. 2006. Las plantas comunes del Callejón de Conchucos (Ancash, Perú). Guía de Campo. Museo de Historia Natural (UNMSM). Serie de Divulgación 13: 1-303.

Centro de Investigación, Educación y Desarrollo (CIED). 2007. Cultivo del "sacha inchi". Liberio Ríos Artes Gráficas. Huancayo, Perú.

Chacón, G. 1990. La "maca" (*Lepidium peruvianum* Chacón sp. nov.) y su hábitat. Revista Peruana de Biología 3: 171-272.

Chacón, K. R. s/a. Producción y demanda del aceite vegetal de sacha inchi. <http://www.monografias.com/trabajos57/aceite -vegetal-sacha-inchi/aceite-vegetal-sacha-inchi.shtml>. Acceso 20/03/2009.

Chicata, N. 1998. Variabilidad de la semilla botánica y comparación de progenies y clones provenientes del germoplasma de "yacón" (*Polymnia sonchifolia*). Tesis de Grado, Universidad de San Antonio Abad del Cusco, Perú (citado por Seminario et al., 2003).

Coppen, J. J. W. 1995. Non-wood Forest Products: 6-gums, resins and latexes of plant origin. FAO, Rome.

Criollo, H. & V. Ibarra. 1992. Germination of cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.) under different degrees of maturity and storage times. Acta hortic. (ISHS) 310: 183-187.

Cruz, G. 1999. Production and characterization and uses of *Prosopis* seed galactomannan. PhD thesis, ETH No. 13153, Switzerland.

De la Cruz, P. 2004. Aprovechamiento integral y racional de la "tara". Revista del Instituto de Investigación, Universidad Nacional Mayor de San Marcos. FIGMMG Vol. 7(14): 64¬-73.

De Oliveira, V. R. & I. E. Pires. 1990. Pollination efficiency of *P. juliflora* (Sw.) DC. in Petrolina, Pernambuco. pp. 233-239. In: M.A. Habit & J.C. Saavedra, editors. The Current State of Knowledge on *Prosopis juliflora*. FAO, Rome, Italy. <http://www.fao.org/docrep/006/AD317E/AD317E09.htm>. Acceso 04/4/2012

Díaz, A. 1995. Los "Algarrobos". CONCYTEC, Lima, Perú. 207 pp.

Dirección de Información y Control Forestal y de Fauna Silvestre (DICFFS). 2010. Perú Forestal en Números – Año 2009. Ministerio de Agricultura–MINAG. Perú. 86 pp.

Dirección Regional Agraria San Martín (DRASAM). 2008. Cadena productiva de sacha inchi en la Región San Martin. Gobierno Regional de San Martín.

Doo, H. S. 2000. Changes of chemical composition in tuberous root of "yacon" by different curing conditions. Kor. J. Crop Sci. 45 (2): 79–82.

Doo, H. S.; H. L. Li; T. O. Kwon & J. H. Ryu. 2000. Changes in sugar contents and storability of yacon under different storage conditions. Kor. J. Crop Sci. 45 (5): 300–304.

Doo, H. S.; J. H. Ryu; K. S. Lee & S. Y. Choi. 2001. Effect of Plant Density on Growth Responses and Yield in Yacon. Korean J. Crop. Sci. 46(5): 407-410.

Douglas, J. A.; M. H. Douglas; B. Deo; J. M. Follett; J. J. C. Scheffer; I. M. Sims & R. A. S. Welch. 2005. Research and development of "yacon" (*Smallanthus sonchifolius)* production in New Zealand. Acta horticulturae 670: 79¬-85.

Duke, J. A. 1981. *Caesalpinia spinosa*. In: Handbook of Legumes of World Economic Importance. Plenum Press, New York. Pp. 32-33.

Enciso, R. & H. Villachica. 1993. Producción y manejo de plantas injertadas de "camu camu" (*Myrciaria dubia*) en vivero. Informe Técnico N° 25. Programa de Investigación en Cultivos Tropicales. INIA. Lima. 20 p.

Ffolliot, P. F. & J. L. Thames. 1983. Collection, Handling, Storage and Pre-treatment of *Prosopis* Seeds in Latin America. FAO, Rome, Italy. <http://www.fao.org/docrep/006/Q2180E/Q2180E00.HTM> Acceso 3/4/2012.

Flores, H. E.; T. S. Walker; R. L. Guimarães; H. Pal & J. Vivanco. 2003. Andean Root and Tuber Crops: Underground Rainbows. HortScience, 38: 161-167

Equihua, M. 1994. Dinámica de las comunidades ecológicas. Editorial Trillas. México.

Estrada, E. & M. Martinez. 1999. *Physalis* L. (Solanoideae; Solaneae) and allied genera: I. A morphology-based cladistic analysis. *In*: M. Nee, D.E. Symon, R.N. Lester and J.P. Jessop, eds. Solanaceae IV: advances in biology and utilization. The Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 139-159.

Estrella, J. E. 1994. *In vitro* propagación of "jicama" (*Polymnia sonchifolia Poeppig* & Erllicher): A neglected Andean crop. HortScience 29(4): 331.

Ewens, M. & P. Felker. 2003. The potential of mini-grafting for large-scale production of *Prosopis alba* clones. Journal of Arid Environments 55: 379–387.

Felker, P. & P. R. Clark. 1981. Rooting of mesquite (*Prosopis*) cuttings. Journal of Range Management 34(6): 466-8.

Felker, P.; D. Medina; C. Soulier; G. Velicce; M. Velarde & C. Gonzalez. 2005. A of environmental and biological factors (*Azospirillum* spp, *Agrobacterium rhizogenes, Pseudomonas aurantiaca*) for their influence in rooting cuttings of *Prosopis alba* clones. Journal of Arid Environments 61: 227–247.

Felker, P.; M. Ewens & H. Ochoa. 2000. Environmental influences on grafting success of *Prosopis ruscifolia* (vinal) onto *Prosopis alba* (algarrobo blanco). Journal of Arid Environments 46: 433–439.

Felker, P.; P. R. Clark; A. E Laag & P. F. Pratt. 1981. Salinity tolerance of the tree legumes: mesquite (*Prosopis glandulosa* var. *torreyana*, *P. velutina* and *P. articulata*), "algarrobo" (*P. chilensis*), kiawe (*P. pallida*)

and "tamarugo" (*P. tamarugo*) grown in sand culture on nitrogen-free media. Plant and Soil 61: 311-317.

Felker, P.; P. R. Clark; J. F. Osaborn & G. H. Cannel. 1984. *Prosopis* pod production-comparison of North American, South American, Hawaiian, and African germplasm in young plantations. Economic Botany 38: 36-51.

Felker, P.; R. A. Mclauchlan; A. Conkey & S. Brown. 1999. Case study: development of a swath harvester for small diameter (<10 cm) woody vegetation. Biomass and Bioenergy 17: 1-17.

Fenille, R. C.; M.B. Ciampi; N. L. Souza; A. K. Nakatani & E. E. Kuramae. 2005. Binucleate *Rhizoctonia* sp. AG G causing root rot in "yacon" (*Smallanthus sonchifolius*) in Brazil. Plant pathology 54 (3): 325-330.

Fernández, I. D. 2009. Comunicación personal.

Ferreira, S. A. & G. D. O. Gentil. 2003. Armazenamento de sementes de "camu-camu" (*Myrciaria dubia*) com diferentes graus de umidade e temperaturas. Rev. Bras. Frutic. 25(3): 440-442.

Ferreyra, L. I.; C. Bessega; J. C. Vilardi & B. O. Saidman. 2004. First report on RAPDs patterns able to differentiate some Argentinean species of section Algarobia (*Prosopis*, Leguminosae). Genética 121: 33–42.

Ferreyra, L. I.; J. C. Vilardi; D. S. Tosto; N. B. Julio & B. O. Saidman. 2010. Adaptive genetic diversity and population structure of the "algarrobo" [*Prosopis chilensis* (Molina) Stuntz] analysed by RAPD and isozyme markers. Eur. J. Forest Res. 129: 1011–1025.

Ferreyra, R. 1987. Estudio sistemático de los "algarrobos" de la costa norte del Perú. Dirección de Investigacion Forestal y de Fauna, Min. de Agricultura, Lima, Perú. 30 pp.

Fischer, G. & P. Ludders. 1992. Effect of root-zone temperature on growth and development of cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.). Acta hortic.(ISHS) 310: 189-198.

Fischer, G.; G. Ebert & P. Ludders. 2000. Root-zone temperature effects on dry matter distribution and leaf gas exchange of cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.). Acta hortic. (ISHS) 531: 169-173.

Fischer, G.; G. Ebert & P. Ludders. 2007. Production, seeds and carbohydrate contents of cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.) fruits grown at two contrasting Colombian altitudes. Journal of Applied Botany and Food Quality 81(1): 29-35.

Fosberg, F. R. 1966. Miscellaneous notes on Hawaiian plants-4. Bishop Museum Occasional Papers 23: 129-138.

Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). 1986. Food and fruit-bearing forests species. 3: Examples from Latin America. For. Pap. 44/3. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations, 201-203.

Food and Drug Administration (FDA). 2013. Generally Recognized as Safe (GRAS). Accesado en julio 2012 de http://www.fda.gov/Food/IngredientsPackagingLabeling/GRAS/

Fukai, K.; S. Miyazaki; F. Nanjo & Y. Hara. 1993. Distribution of carbohydrates and related enzyme activities in "yacon". Soil Sci. Plant Nutr. 39 (3): 567-571.

Fukai, K.; S. Ohno; K. Goto; F. Nanjo & Y. Hara. 1997. Seasonal fluctuations in fructan content and related enzyme activity in "yacon" (*Polymnia sonchifolia*). Jpn. J.

Soil Sci. Plant Nutr. 43 (1): 171–177.

Galera, F. M. 2000. Las especies del género *Prosopis* ("algarrobos") de América Latina con especial énfasis en aquellas de interés económico. Departamento de Agricultura y Protección del Consumidor, Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). <www.fao.org/docrep/006/ad314s/ad314s00.htm>. Acceso 3/8/2011.

Gillespie, L. J. 1993. A synopsis of neotropical *Plukenetia* (Euphorbiaceae) including two new species. Syst. Bot. 18(4): 575–592.

Gillespie, L. J. 1999. *Plukenetia* L. *In:* Steyermark J.; P.E. Berry, K. Yatskievych, K. Holst, (Eds.). Flora of the Venezuelan Guayana Project. Missouri Botanical Garden Press 5: 207-211.

Gillespie, L. J. 2007. A revision of paleotropical *Plukenetia* (Euphorbiaceae) including two new species from Madagascar. Syst. Bot. 32(4): 780-802.

GIZ. 2013. Perubiodiverso: Trade and Biodiversity. Accesado en junio 2013 de http://perubiodiverso.pe/assets/24-05-2013-Perubiodiverso_BMZ.pdf

GTZ. s/a. Perúbiodiverso: Fortalecimiento y promoción de productos y servicios de la Biodiversidad. Accesado en diciembre 2012 de http://www.pdrs.org.pe/img_upload_pdrs/36c22b17acbae902af95f805cbae1ec5/Documento_resumen_PBD.pdf

Goel, V. L. & H. M. Behl. 1994. Cloning of selected genotypes of promising tree species for sodic sites. Journal of the Indian Botanical Society 73: 255-258.

Graefe, S.; M. Hermann; I. Manrique; S. Golombek & A. Buerkert. 2004. Effects of post-harvest treatments on the carbohydrate composition of yacon roots in the Peruvian Andes. Field Crops Research 86: 156-165.

Grau, A. & A. Slanis. 1996. Is *Polymnia sylphioides* var. *perennis* a wild ancestor of "yacon"? Resumos I Congresso Latino Americano de Raízes Tropicais. CERAT¬UNESP, Sao Pedro, Brasil (citado por Grau & Rea 1997).

Grau, A. & J. Rea, J. 1997. "Yacon". *Smallanthus sonchifolius* (Poepp. & Endl.) H. Robinson. In: Hermann, M. & J. Heller (eds): Andean roots and tubers: "Ahipa", "arracacha", "maca", "yacon". Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops. 21. Institute of Plant Genetics and Crop Plant Research, Gatersleben/International Plant Genetic Resources Institute, Rome, Italy.

Gushiken, S.; T. Acuña & J. Torres. 2001. Dinámica poblacional de los algarrobales (*Prosopis pallida*) y El Niño en la costa norte del Perú. En: J. Tarazona, W.E. Arntz y E. Castillo de Maruenda, editores. El Niño en América Latina: Impactos Biológicos y Sociales. Lima: Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología. Pp. 213-223.

Gupta, S. K. & S. K. Roy. 1981. Note on the floral biology of cape-gooseberry. Indian journal of agricultural sciences 51(5): 353-355.

Gutierrez, M. S.; G. D. Trinchero; A. M. Cerri; F. Vilella & G. Sozzi. 2008. Different responses of goldenberry fruit treated at four maturity stages with the ethylene antagonist 1-methylcyclopropene. Postharvest Biology and Technology 48(2): 199-205.

Hansen, A. & P. Sunding. 1993. Flora of Macaronesia. Checklist of vascular plants. 4. revised edition. Sommerfeltia 17: 1-295.

Heinze, W. & M. Midasch. 1991.

Photoperiodische reaction von *Physalis peruviana* L. Gartenbauwissenschaft 56(6): 262-264.

Hermann, M.; I. Freire & C. Pazos. 1999. Compositional diversity of the "yacon" storage root. In: Impact on a changing world, Program Report 1997-1998, The International Potato Center (CIP), Lima, Peru. Pp. 425-432.

Hewson, H. J. 1981. The Genus *Lepidium* L. (Brassicaceae) in Australia. Brunonia 4: 217--308.

Hickman, J. C. 1993. Jepson Man.: Higher Pl. Calif. Pp. i-xvii, 1-1400.

Hitchcock, L. C. 1945. The South American species of *Lepidium*. Liloa 11: 75-134.

Hokche, O.; P. E. Berry & O. Huber. (eds.) 2008. Nuevo Cat. Fl. Vasc. Venezuela. Fundación Instituto Botánico de Venezuela, Caracas. 860 pp.

Huamán, W. 1991. Caracterización y evaluación de 45 entradas de germoplasma de "llacón" [*Smallanthus sonchifolius* (Poepp. & Endl.) H. Rob.] en Cajamarca. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de Cajamarca.

Huertas, P. 1987-88. Insectos consumidores de vainas de *Prosopis* en Olmos, Dpto. de Lambayeque-Perú. Zonas Áridas 5: 2–18.

Imán, C. 2000. Caracterización y evaluación de germoplasma de "camu camu" *Myrciaria dubia* H.B.K. Bosques amazónicos 22: 6-8.

Imán, C. S. & M. Melchor. 2005. Enraizamiento por acodo aéreo en "camu camu" (*Myrciaria dubia*) para propagación vegetativa, INFO¬INIEA (Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria) N° 07.

Inga, H.; M. Pinedo; C. Delgado; C. Linares & K. Mejía. 2001. Fenología reproductiva de *Myrciaria dubia* McVaugh (H.B.K.) "Camu Camu". Folia Amazonica 12 (1-2): 99-106.

Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP). 2008. Propagación vegetativa del "sacha inchi" (*Plukenetia volubilis* L.), mediante injertos.

Instituto Nacional de Investigación Agraria (INIA). 2008. Folleto Secadores de maca. Lima.

Jarrell, W. M.; R. A. Virginia; D. H Kohl; G. Shearer; B. A. Bryan; P. W. Rundel; E. T. Nilsen & M. R. Sharifi. 1982. Symbiotic nitrogen fixation by mesquite and its management implications. *In*: H.W. Parker, editor. Mesquite Utilization. Texas, USA: Texas Tech University. Pp. R1-R12.

Johnston, M. C. 1962. The North American mesquites, *Prosopis* sect. Algarobia (Leguminosae). Brittonia 14: 72-90.

Jørgensen, P. M. & S. León-Yánez (eds.). 1999. Catalogue of the vascular plants of Ecuador. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 75: i–viii, 1–1182.

Kakihara, T. S.; F. L. A. Câmara; S. M. C. Vilhena & L. Riera. 1996. Cultivo e industrialização de "yacon": uma experiência brasileira. Resumos I Congresso Latino America de Raízes Tropicais. CERAT¬ UNESP, São Pedro, Brasil. (citado por Grau & Rea 1997).

Kanayama, A.; N. Tokita & K. Aso. 2006. Changes in fructooligosaccharide content of "yacon" (*Smallanthus sonchifolius*) tuberous roots during storage. Nippon Jui Seimei Kagaku Daigaku Kenkyu Hokoku 55: 104-111.

Kanayama, A.; N. Tokita & K. Aso. 2007. Dependence of Fructooligosaccharide Content on Activity of Fructooligosaccharide-Metabolizing Enzymes in "Yacon" (*Smallanthus sonchifolius*) Tuberous Roots during Storage. J. Food Sci 72(6): S381 -S387.

Killeen, T. J.; E. García Estigarribia & S. G. Beck. 1993. Guia Arb. Bolivia 1–958. Herbario Nacional de Bolivia & Missouri Botanical Garden, La Paz.

Klinac, D. J. 1986. Cape gooseberry (*Physalis peruviana*) production systems. New Zealand Journal of Experimental Agriculture 14 (4): 425-430.

Lachman, J.; B. Havrland; E. C. Fernández; J. Dudjak. 2004. Saccharides of "yacon" [*Smallanthus sonchifolius* (Poepp. et Endl.) H. Robinson] tubers and rhizomes and factors affecting their content. Plant Soil Environ 50(9): 383–390.

Lachman, J.; E. C. Fernández & M. Orsák. 2003. "Yacon" [*Smallanthus sonchifolia* (Poepp. et Endl.) H. Robinson] chemical composition and use–a review. Plant Soil Environ. 49 (6): 283–290.

Lachman, J.; E. C. Fernandez; I. Viehmannova; M. Sulc & P. Cepkova. 2007. Total phenolic content of "yacon" (*Smallanthus sonchifolius*) rhizomes, leaves, and roots affected by genotype. New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science 35(1): 17-123.

Landeras, G.; M. Alfonso; N. M. Pasiecznik; P. J. C. Harris & L. Ramirez. 2006. Identification of *Prosopis juliflora* and *Prosopis pallida* accessions using molecular markers. Biodiversity and Conservation 15: 1829-1844.

Lebeda, A.; I. Dolezalova & K. Dolezal. 2004. Variation in morphological and biochemical characters in genotypes of maca and yacon. Acta horticulturae 629: 483-490.

Lebeda, A.; I. Dolezalova; K. Valentova; M. Dziechciarkovaa; M. Greplovac; H. Opatovad & J. Ulrichova. 2003a. Biological and chemical variability of "maca" and "yacon". Chemicke Listy 97 (7): 548-556.

Lebeda, A.; I. Dolezalova; K. Valentova; N. Gasmanova; M. Dziechciarkova & J. Ulrichova. 2008. "Yacon" (*Smallanthus sonchifolius*) -a traditional crop of Andean Indians as a challenge for the future-the news about biological variation and chemical substances content. Acta horticulturae 765: 127-136.

Lebeda, A.; I. Dolezalova; M. Dziechciarkova; K. Dolezal & J. Frcek. 2003b. Morphological Variability and Isozyme Polymorphisms in "Maca" and "Yacon". Czech J. Genet. Plant Breed. 39(1): 1–8.

Lee, J. Y.; K. Mummenhoff & J. L. Bowman. 2002. Allopolyploidization and evolution of species with reduced floral structures in *Lepidium* L. (Brassicaceae). PNAS, 99: 16835–16840.

Legge, A. P. 1974. Notes on the history, cultivation and uses of *Physalis peruviana* L. J. Roy. Hort. Soc. 99(7): 310-314.

Leiva-Brondo, M.; J. Prohens & F. Nuez. 2001. Genetic analyses indicate superiority of performance of cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.) hybrids. J. new seeds 3 (3): 71-84.

León, J. 1964. The "Maca" (*Lepidium meyenii*), a little known food plant of Peru. Econ. Bot. 18: 122-127.

Ley N° 28477 del 22 de marzo del 2005. Ley que Declara a los Cultivos, Crianzas Nativas y Especies Silvestres Usufructuadas Patrimonio Natural de la Nación

Lima, P.C. 1990. *Prosopis* vegetative

propagation through cuttings. *In:* M. A. Habit & J. C. Saavedra, editors. The Current State of Knowledge on *Prosopis juliflora*. Rome, Italy: Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). Pp. 223-227.

Liogier, H. A. 1988. Spermatophyta: Leguminosae to Anacardiaceae. Descr. Fl. Puerto Rico & Adj. Isl. 2: 1–481.

López, A.; E. Bicerra & E. Díaz. 2006. Perfil ecológico de cuatro rodales de "camu camu" árbol *Myrciaria floribunda* (H. West. ex Willd) O. Berg. en Ucayali. Ecología Aplicada 5(1, 2): 45¬-52.

López, B. C.; M. Holmgren; S. Sabate & C. A. Gracia. 2008. Estimating annual rainfall threshold for establishment of tree species in water-limited ecosystems using tree-ring data, Journal of Arid Environments 72(5): 602-611.

López, U. A. & C. Linares. 2007. Cultivo de "camu camu" en suelos aluviales de Ucayali. Folleto técnico, Pucallpa, Perú.

López, B. C.; R. Rodríguez; C. A. Gracia & S. Sabaté. 2006. Climatic signals in growth and its relation to ENSO events of two *Prosopis* species following a latitudinal gradient in South America. Global Change Biology 12(5): 897–906.

López, B. C.; S. Sabate; C. A. Gracia & R. Rodriguez. 2005. Wood anatomy, description of annual rings, and responses to ENSO events of *Prosopis pallida* H. B. K., a wide-spread woody plant of arid and semi-arid lands of Latin America. J. Arid Environm. 61: 541-554.

Luna, R. K. 1996. *Prosopis juliflora* (Swartz) DC. In: Plantation Trees. International Book Distributors, Delhi, India.

Macbride, J. F. 1938. Cruciferae, Flora of Peru. Field Mus. Nat. Hist., Bot. Ser. 13(2/3): 937–983.

Macbride, J. F. 1943. Leguminosae, Flora of Peru. Publ. Field Mus. Nat. Hist., Bot. Ser. 13(3/1): 1–506.

Macbride, J. F. 1951. Euphorbiaceae, Flora of Peru. Field Mus. Nat. Hist., Bot. Ser. 13(3A/1): 3–200.

Manco, E. 2006. Cultivo de "sacha inchi". Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria (INIEA). San Martín.

Manco, E. s/a. Ficha técnica "sacha inchi". Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agraria (INIEA).

Majumder, K. & B. C. Mazumdar. 2002. Changes of pectic substances in debeloping fruits of cape-gooseberry (*Physalis peruviana* L.) in relation to the enzyme activity and evolution of ethylene. Scientia Horticulturae 96 (1-4): 91-101.

Majumder, K. & B. C. Mazumdar. 2005. Ethephon-induced fractional changes of pectic polysaccharides in developing cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.) fruits. Journal of the Science of Food and Agriculture 85 (7): 1222-1226.

Manrique, I.; A. Párraga & M. Hermann. 2005. Yacon syrup: Principles and processing. Series: Conservación y uso de la biodiversidad de raíces y tubérculos andinos: Una década de investigación para el desarrollo (1993-2003). No. 8 B. International Potato Center, Universidad Nacional Daniel Alcides Carrión, Erbacher Foundation, Swiss Agency for Development and Cooperation. Lima, Peru. 31 pp.

Manrique, I.; M. Hermann & T. Bernet. 2004. "Yacon" Fact Sheet. International Potato Center (CIP) Lima, Peru.

Mansilla, P. 2001. Caracterización genética molecular del "yacón"

[*Smallanthus sonchifolius* (Poepp. & Endl.) H. Rob.] mediante marcadores RAPDs. Tesis para optar el título de biólogo. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Agraria La Molina.

Mansilla, R. C.; C. López; R. Blas; J. Chia & J. Baudoin. 2006. Análisis de la variabilidad molecular de una colección peruana de *Smallanthus sonchifolius* (Poepp & Endl) H. Robinson "yacón" Ecol. apl. 5(1¬2):75-80.

Marín, M. 2003. Histología de la "maca", *Lepidium meyenii* Walpers (Brassicaceae). Rev. peru. biol. 10 (1): 101-108.

Marmillon, E. 1986. Management of "algarrobo" (*Prosopis alba, P. chilensis, P. flexuosa,* and *P. nigra*) in the semiarid regions of Argentina, Forest Ecology and Management 16 (1-4): 33-40.

Martínez, M. 1999. Infrageneric taxonomy of *Physalis*. *In:* M. Nee, D.E. Symon, R.N. Lester and J. P. Jessop (eds.). Solanaceae IV: advances in biology and utilization. The Royal Botanic Gardens, Kew, 1999 publ. 2000. Pp. 275-283.

Masuri, N.; A. Takeomi; F. Kazushi; K. Fujita; W. Marubashi; E. Inoue & T. Tsukihashi. 2002. Plant Regeneration through Leaf culture of "Yacon". J. Japan. Soc. Hort. Sci. 71 (4): 561-567.

Medina, D. 1998. Una nueva especie de *Physalis* (Solanaceae) de Perú. Arnaldoa 5 (2): 211-213.

Melgarejo, D. 1999. Potencial productivo de la colección nacional de "yacón" [*Smallanthus sonchifolius* (Poepp. & Endl.) H. Rob.] bajo condiciones de Oxapampa. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Daniel Alcides Carrión.

Meloni, D. A.; M. R. Gulotta; C. A. Martinez & M. A. Oliva. 2004. The effects of salt stress on growth, nitrate reduction and proline and glycinebetaine accumulation in *Prosopis alba*. Brazilian Journal of Plant Physiology 16(1): 39-46.

Milella, L.; I. Viehmannová; E. Fernández & J. Lachman. 2007. Phenolic Content and Molecular Markers of Different "Yacon" [*Smallanthus sonchifolius* (Poepp. et Endl.) H. Robinson] Landraces. Tropentag 2007, October 9-11, Witzenhausen, Germany.

Miranda, D. L.; G. Fischer & C. Ulrichs. 2010. Growth of cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.) plants affected by salinity. Journal of Applied Botany and Food Quality 83 (2): 175-181.

Mogor, G.; A. F. Mogor & G. P. P. Lima. 2003. Bud source, asepsis and benzylaminopurine (BAP) effect on "yacon" (*Polymnia sonchifolia*) micropropagation. Acta Horticulturae 597: 311-314.

Mom, M. P.; A. D. Burghardt; R. A. Palacios & L. Albán. 2002. Los "algarrobos" peruanos: *Prosopis pallida* y su delimitacion. Arnaldoa 9 (1): 39-48.

Moncada, M. 2004. Influencia del abonamiento orgánico y químico en tres ecotipos de "tomatillo" (*Physalis peruviana* L.) en las localidades de San Juan y Asunción-Cajamarca. Tesis para optar al título de Ingeniero Agronómo. Universidad Nacional de Cajamarca.

Mummenhoff, K.; E. Kuhnt; M. Koch & K. Zunk. 1995. Systematic implications of chloroplast DNA variation in *Lepidium* sections Cardamon, *Lepiocardamon* and *Lepia* (Brassicaceae). Plant Systematics and Evolution 196: 75-88.

Mutha, N. & U. Burman. 1998. Effect of seed weight and sowing depth on

germination and seedling quality of *Prosopis juliflora*. *In*: J.C. Tewari, N.M. Pasiecznik, L.N. Harsh & P.J. Harris, editors. *Prosopis* Species in the Arid and Semi-Arid Zones of India. *Prosopis* Society of India and the Henry Doubleday Research Association: Coventry, UK. Pp. 43-45.

Nakanishi, T. & K. Ishiki. 1996. Flowering induction of "yacon" (*Polymnia sonchifolia*) by grafting onto sunflower at Quito, Ecuador. Jpn. J. Trop. Agric. 40: 27-28.

Nasr, S. M. H.; A. Parsakhoo; H. Naghave & S. K. Koohi. 2012. Effect of salt stress on germination and seedling growth of *Prosopis juliflora* (Sw.) DC. New forests 43: 45-55.

National Research Council (NRC). 1989. Lost Crops of the Incas: Little -known plants of the Andes with promise for worldwide cultivation. National Academy Press, Washington, DC.

National Research Council. 1989. Lost Crops of the Incas: Little-Known Plants of the Andes with Promise for Worldwide Cultivation [on line]. National Academy Press, Washington, D.C., USA. pp. 57-65. Available from: URL: http://books.nap.edu/books/030904264X/html/57.html. Fecha de acceso: 26 marzo 2009.

Novoa, S. & E. K. Ramírez. 2007. Evaluación del estado de conservación de *Caesalpinia spinosa* "tara" en el Departamento de Ayacucho. Serie de publicaciones de flora y fauna silvestres. Instituto Nacional de Recursos Naturales (INRENA). Lima, Perú. <http://goo.gl/7UyRLK >. Acceso 2009.

Obregón, L. 1998. "Maca" Planta Medicinal y Nutritiva del Perú. 1era. Ed., Instituto de Fitoterapia Americano, Lima, Perú.

Ochoa, C. & D. Ugent. 2001. Maca (*Lepidium meyenii* Walp.; Brassicaceae): a nutritious root crop of the Central Andes. Econ. Bot. 55 (3): 344-345.

Oliveira, M. & E.K. Nishimoto. 2004. Evaluation of the development of "yacon" plants (*Polymnia sonchifolia*) and characterization of the carbohydrates by HPLC. Braz. J. Food Technol. 7 (2):215-220.

Ortiz, J. L.; J. Seminario & M. Roncal. 2001. Enfermedades foliares en la collección *ex situ* de "achira" (*Canna edulis*) y "llacón" (*Smallanthus sonchifolius*) de Cajamarca. Caxamarca 9 (1): 215-222.

Otsamo, A. & J. O. Maua. 1993. Observations on pod production of planted *Prosopis juliflora*. East African Agriculture and Forestry Journal 58: 111-114.

Paksi, A.M.; T. Kassai; A. Lugasi; A. Ombódi & J. Dimény. 2007. *Physalis peruviana* L. an alternative crop for small scale farms. Cereal Research Communications 35(2): 877-880.

Palacios, R. A.; A. D. Burghardt; J. T. Frıas-Hernández; V. Olalde-Portugal; N. Grados; L. Albán & O. Martínez-de la Vega. 2012. Comparative study (AFLP and morphology) of three species of *Prosopis* of the Section Algarobia: *P. juliflora, P. pallida,* and *P. limensis*. Evidence for resolution of the "*P. pallida–P. juliflora* complex". Plant Syst. Evol. 298: 165-171.

Panayotov, N. & S. Tsorlianis. 2002. The effect of the type of seedling and of the planting scheme on productivity and quality of "tomatillo" (*Physalis peruviana* L.) grown under Bulgarian Conditions. Acta Hort. (ISHS) 579: 373-376.

Pasiecznik, N. & D. P. Felker. 1992. Mechanical cleaning of *Prosopis* seed. Nitrogen Fixing Tree Research Reports 10:

186-188.

Pasiecznik, N. M. 2001. The *Prosopis juliflora - Prosopis pallida* complex: a monograph. Coventry: HDRA, 162 pp.

Pasiecznik, N. M.; P. Felker; P. J. Harris; L. N. Harsh; G. Cruz, J. C. Tewari, K. Cadoret & L. J. Maldonado. 2001. The *Prosopis juliflora-Prosopis pallida* complex: A Monograph. Coventry, UK: HDRA. 172 pp.

Peacock, J. T. & C. McMillan. 1968. The photoperiodic response of American *Prosopis* and *Acacia* from a broad latitudinal distribution. Amer. J. Bot. 55(2): 153-159.

Penn, J. W. 2006. The cultivation of "camu camu" (*Myrciaria dubia*): A tree planting programme in the Peruvian Amazon. Forests, Trees and Livelihoods 16: 85-101.

Peters, C. M & E. J. Hammond. 1990. Fruits from the flooded forests of Peruvian Amazonia: Yield estimates for natural populations of three promising species. *In:* G. T. Prance & M. J. Balick, editors. New directions in the study of plants and people. Advances in Economic Botany 8. New York: New York Botanical Garden. Pp. 159–76

Peters, C. M. & A. Vásquez. 1986/1987. Ecological studies of "camu-camu" (*Myrciaria dubia*) I. Fruit production in natural populations. Acta Amazonica 16/17(1): 161-174.

Piazza, M. 2011. Mejoramiento de la nutrición de las poblaciones indígenas de la CAN , Ed. CESCAN.

Popova, A.; N. Panayotov & K. Kouzmova. 2010. Evaluation of the development of cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.) plants under the environmental conditions of South Bulgaria. BALWOIS 2010 - Ohrid, Republic of Macedonia <http://balwois.com/balwois/administration/full_paper/ffp-1336.pdf>. Acceso 15/05/2011.

Productores y Mercados del Agro de la Sierra (PYMAGROS). s/a. Experiencias de propagación vegetativa y producción comercial de "Yacón", en el Valle de Condebamba, Cajamarca.

Puente, L. A.; C. A. Pinto-Munoz; E. S. Castro & M. Cortes. 2011. *Physalis peruviana* Linnaeus, the multiple properties of a highly functional fruit: A review. Food Research International 44: 1733–1740.

Quirós, C. F. & R. Aliaga. 1997. "Maca". *Lepidium meyenii* Walp. *In* Hermann, M. and Heller, J. (eds.): Andean roots and tubers: "Ahipa", "arracacha", "maca" and "yacon". Promoting the conservation and use of underutilized and neglected crops. IPGRI, Rome, Italy. Pp. 173-198

Quirós, C. F.; A. Epperson; J. Hu & M. Holle. 1996. Physiological studies and determination of chromosome number in "maca", *Lepidium meyenii* (Brassicaceae). Economic Botany 50: 216-223.

Ramadan, M. F. & J. T. Mörsel. 2003. Oil goldenberry (*Physalis peruviana* L.). J. agric. food chem. 51(4): 969-974.

Rea, J. 1994. Andean roots-"Maca". *In*: J. E. Hernándo Bermejo and J. León (eds.). Neglected Crops: 1492 from a Different Perspective. 1994. Plant Production and Protection Series No. 26. FAO, Rome, Italy. Pp. 149–163.

Rea, J. 1994. Andean roots. *In*: Hernandez Bermejo, J. E., Leon, J. (Eds.), Neglected Crops: 1492 from a Different Perspective. FAO, Rome, Italy. Pp. 163–179.

Rea, J. 1995. Conservación y manejo *in situ* de recursos fitogenéticos agrícolas en Bolivia. Taller electrónico sobre

conservación in situ. CIP-Lima, (citado por Grau & Rea 1997).

Regulation (EC) N° 258/27 Of the European Parliament and of the council. Accesado en diciembre 2009 de http://eur-lex.europa.eu/smartapi/cgi/sga_doc?smartapi!celexapi!prod!CELEXnumdoc&lg=EN&numdoc=31997R0258&model=guichett.

Renner, S. S.; H. Balslev & L. B. Holm-Nielsen. 1990. Flowering plants of Amazonian Ecuador—A checklist. AAU Rep. 24: 1–241.

Requena-Condori, R. M. 2008. Demanda y oferta de "camu camu" http://www.monografias Vásquez, R.1997. com/trabajos35 /demanda-camu-camu/demanda-"camu-camu".shtml. Acceso 09.12.2008.

Ribaski, J. 1990. Agroforestry system combining *P. juliflora* and buffel grass in the Brazilian semi-arid region: preliminary results. *In*: M.A. Habit & J.C. Saavedra, editors. The Current State of Knowledge on *Prosopis juliflora*. FAO: Rome, Italy. Pp. 471-477.

Rivas, R. 2004. El "yacón" [*Smallanthus sonchifolius* (Poepp. & Endl.) H. Rob.], su cultivo en el valle de Oxapampa y potencial uso. Monografía para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional Agraria La Molina.

Robinson, H. 1978. Studies in the Heliantheae (Asteraceae). XII. Re¬establishment of the genus *Smallanthus*. Phytologia 39 (1): 47-53.

Robinson, H. 1981b. A Revision of the Tribal and Subtribal Limits of the Heliantheae (Asteraceae). Smithsonian Contrib. to Bot. 51: 1-102.

Robinson, H.; A. M. Powell; R. M. King & J. F. Weedin. 1981a. Chromosome numbers in Compositae. XVI. Heliantheae. Smithsonian Contrib. to Bot. 52: 1-28.

Rodríguez, A.; R. Álvarez & M. Uhlenbrock. 2005b. Poverty and natural resource degradation: agropastoralism in the northern coast of Peru. Zonas Áridas 9: 83-106.

Rodríguez, R.; A. Mabres; B. Luckman; M. Evans; M. Masiokas & T. M. Ektvedt. 2005a. "El Nino" events recorded in dry-forest species of the lowlands of northwest Peru. Dendrochronologia 22: 181–186.

Rodríguez, R. B. & F. Marx. 2006. "Camu camu" [*Myrciaria dubia* (H.B.K.) McVaugh]: a promising fruit from the Amazon basin. Ernaehrung 30 (9): 376-381.

Rodríguez, A.; M. Corazon-Guivin; D. Cachique; K. Mejía; D. del Castillo; J. F. Renno & C. García-Dávila. 2010. Diferenciación morfológica y por ISSR (Inter simple sequence repeats) de especies del género *Plukenetia* (Euphorbiaceae) de la Amazonía peruana: propuesta de una nueva especie. Rev. peru. biol. 17(3): 325–330.

Sherry, M.; S. Smith; A. Patel; P. Harris; P. Hand; L. Trenchard & J. Henderson. 2011. RAPD and microsatellite transferability studies in selected species of *Prosopis* (section Algarobia) with emphasis on *Prosopis juliflora* and *P. pallida*. Journal of Genetics 90 (2): 251-164.

Salazar, M. R.; J. W. Jones; B. Chaves & A. Cooman. 2008. A model for the potential production and dry matter distribution of Cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.). Scientia Horticulturae 115 (2): 142-148.

Salazar, M.R.; B. Chaves-Cordoba; A. Cooman & J. W. Jones. 2006. A simple phenological and potential production model for cape gooseberry (*Physalis*

peruviana L.). Acta hortic.(ISHS) 718: 105-112.

Sánchez, H. 2006. Evaluación agronómica de seis ecotipos de "tomatillo" (*Physalis peruviana*) para su adaptación en tres pisos ecológicos de la cuenca alta del Llaucano. Tesis para optar al título de Ingeniero Agronómo. Universidad Nacional de Cajamarca.

Sato, T.; K. Tomioka; T. Nahanishi & H. Koganezawa. 1999. Charcoal rot of "yacon" (*Smallanthus sonchifolius* (Poepp. et Endl.) H. Robinson), "oca" (*Oxalis tuberosa* Molina) and pearl lupin ("tarwi", *Lupihus mutabilis* Sweet) caused by *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid. Bulletin of the Shikoku National Agricultural Experiment Station 64: 1-8.

Seminario, J. & M. Valderrama. 2002. Propagación de tres morfotipos de "yacón", *Smallanthus sonchifolius* (Poepp. & endl.) H. Robinson, medinate nodus de tallos (citado por Seminario et al., 2003).

Seminario, J.; C. Granados & J. Ruíz. 1999. Recursos genéticos de raíces andinas: I. Exploración para "chago", "yacón", "achira" y "arracacha" en el norte del Perú. Pp. 37-59. *In:* T. Fairlie, M. Morales & M. Holle (eds.). Raíces y Tubérculos Andinos. Avances de Investigación, 1. Centro Internacional de la Papa (CIP) - Consorcio para el Desarrollo Sostenible de la Ecorregión Andina (CONDESAN). Lima.

Seminario, J.; M. Valderrama & H. Honorio. 2001. Propagación por esquejes de tres morfotipos de "yacón" *Smallanthus sonchifolius* (Poepp. & Endl.) H. Robinson. Agronomía XLVII: 12-20 (citado por Seminario *et al.*, 2003).

Seminario, J.; M. Valderrama & I. Manrique. 2003. El "yacón": fundamentos para el aprovechamiento de un recurso promisorio. Centro Internacional de la Papa (CIP), Universidad Nacional de Cajamarca, Agencia Suiza para el Desarrollo y la Cooperación (COSUDE), Lima, Perú. 60 p.

Shanantina S. A. C. 2009. Comunicación personal.

Silva, S. 1990. *Prosopis juliflora* (Sw.) DC. in Brazil. *In:* M.A. Habit & J.C. Saavedra, editors. The Current State of Knowledge on *Prosopis juliflora*. FAO: Rome, Italy: Pp. 29-55.

Simpson, B. B. (ed.). 1977. Mesquite, its biology in two desert shrub ecosystems. Dowden, Hutchinson & Ross, Stroudsberg, Pennsylvania, USA.

Singh, Y. P.; G. Singh & D. K. Sharma. 2011. Ameliorative Effect of Multipurpose Tree Species Grown on Sodic Soils of Indo-Gangetic Alluvial Plains of India. Arid Land Research and Management 25(1): 55-74.

Sinha, A. P.; Y. P. Yadav & S. P. Verma. 1976. Studies on floral biology of tepari (*Physalis peruviana* L.). Proceedings of the Bihar Academy of Agricultural Sciences 24(2): 63-70.

Sobral, M. 1993. Sinopse de *Myrciaria* (Myrtaceae). Napaea 9: 13–41.

Solbrig, O. T. & P. D. Cantino. 1975. Reproductive adaptations in *Prosopis* (Leguminosae, Mimosoideae). Journal of the Arnold Arboretum 56: 185-210.

Soto, F. R. 1998. Estudio de la biología floral del germoplasma regional de "yacón". Tesis de Grado, Universidad Nacional de Cajamarca, Perú, 51p (citado por Seminario *et al.*, 2003).

Sotomayor, M. s/a. Variabilidad de germoplasma de raíces andinas del INIEA del norte del Perú [*Arracacia xanthorriza* Bancrofti, *Mirabilis expansa* (Ruiz & Pav.) Standley y *Smallanthus sonchifolius*

(Poepp. & Endl.) H. Rob.]. Tesis para optar el título de biólogo. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Agraria La Molina.

Squeo, F. A.; M. Holmgren; M. Jiménez; M. Albán; L. Reyes & J. R. Gutiérrez. 2007. Tree establishment along an ENSO experimental gradient in the Atacama desert. Journal of vegetation science 18(2): 195-202.

Sudhakaran, S. & A. Ganapathi. 1999. Biosystematics of south Indian *Physalis*. *In:* M. Nee, D. E. Symon, R. N. Lester and J. P. Jessop (eds.). Solanaceae IV. Royal Botanic Gardens, Kew. Pp. 335-340.

Sullivan, J. R. 2004. The *genus Physalis* (Solanaceae) in the southeastern United States. Rhodora 106: 305-326.

Sullivan, J. R.; V. P. Shah & W. Chissoe. 2005. Palynology and systematics of *Physalis* (Solanaceae). *In:* R.C. Keating, V. Hollowell and T.B Croat, eds. A Festschrift for William G. D'Arcy: the legacy of a taxonomist. Monographs in systematic botany from the Missouri Botanical Garden 104. St. Louis. Pp. 287-300.

Taboada, H. 1998. Caracterización agrobotánica de 48 genotipos de "llacón" [*Smallanthus sonchifolius* (Poepp. & Endl.) H. Rob.] bajo condiciones de campo. Tesis para optar el título de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco (UNSAAC) (citado por Tello 2002).

Takenaka, M.; K. Nanayama; H. Ono; H. Nakajima & S. Isobe. 2006. Changes in the concentration of phenolic compounds during growing, storing, and processing of yacon. Nippon Shokuhin Kagaku Kogaku Kaishi 53(12): 603-611.

Tapia, M. & A. Fries. 2007. Guía de campo de los cultivos andinos. Lima: FAO y ANPE. 209 pp.

Tapia, M. & M. Fries. 2007. Guía de campo de los cultivos andinos. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO) y Asociación Nacional de Productores Ecológicos del Perú.

Tello, J.; J. Hermann & A. Calderon. 1992. La "Maca" (*Lepidium meyenii* Walp): Cultivo Alimenticio Potencial para las Zonas Altoandinas. Boletín de Lima 81: 59-66.

Tello, M. 2002. Caracterización morfológica y molecular de genotipos de "yacón" [*Smallanthus sonchifolius* (Poepp. & Endl.) H. Rob.] provenientes del Departamento de Huánuco. Tesis de Magister Scientiae. Universidad Nacional Agraria La Molina.

The International Plant Names Index. <http://www.ipni.org>. Acceso enero 2009.

Thellung, A. 1906. Die Gattung *Lepidium* (L.) R. Br. Eine monographische Studie. Neue Denkschrift Allgemeinen Schweizerischen Naturforscher Gesellschaft 41: 1-340.

Toledo, J.; P. Dehal; F. Jarrin; J. Hu; M. Hermann; I. Al-Shehbaz & C. F. Quiros. 1998. Genetic variability of *Lepidium meyenii* and other Andean *Lepidium* species (Brassicaceae) assessed by molecular markers. Ann. Bot. (UK) 82(4): 523-530.

Torres, M. 2001. Compilación y análisis sobre los productos forestales no madereros (PFNM) en el Perú. Proyecto Informacion y analisis para el manejo forestal sostenible: integrando esfuerzos nacionales e internacionales (GCP/RLA/133/EC). Chile. <http://www.agbioinfo.com/literatura/forestal/pfnm_per.pdf>. Acceso 3/8/2011.

Trinchero, G. D.; G. O. Sozzi; A. M. Cerri; F. Vilella & A. A. Fraschina. 1999. Ripening-related changes in ethylene production, respiration rate and cell-wall enzyme activity in goldenberry (*Physalis peruviana* L.), a solanaceous species. Postharvest biol. technol. 16 (2): 139-145.

Tsukihashi, T.; T. Yoshida; M. Miyamoto & N. Suzuki. 1989. Studies on the cultivation of "Yacon" (*Polymnia sonchifolia*), 1: Influence of different planting densities on the tuber yield. Japanese Journal of Farm Work Research 65: 32-38.

Ulibarri, E. A. 1996. Sinopsis de *Caesalpinia* y *Hoffmannseggia* (Leguminosae -Caesalpinioideae) de Sudamérica. Darwiniana 34: 329.

Valentova, K.; A. Lebeda; I. Dolezalova; D. Jirovský; B. Simonovska; I. VovkI; P. Kosina; N. Gasmanová, M. Dziechciarková & J. Ulrichová. 2006. The biological and chemical variability of "yacon". Journal of agricultural and food chemistry. 54 (4): 1347¬1352.

Vásquez, R. 1997. Flórula de las Reservas Biológicas de Iquitos, Perú: Allpahuayo-Mishana, Explornapo Camp, Explorama Lodge. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 63: i-xii, 297-298.

Vásquez, R. 1997. Flórula de las Reservas Biológicas de Iquitos, Perú: Allpahuayo-Mishana, Explornapo Camp, Explorama Lodge. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 63: i-xii, 543-553.

Vásquez, L.; J. Escurra & A. Huamán. 2010. Los "algarrobos" del Perú. Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo, Lambayeque, Perú. 126 pp.

Webster, G. L. & M. J. Huft. 1988. Revised synopsis of Panamanian Euphorbiaceae. Ann. Missouri Bot. Gard. 75(3): 1087–1144.

Vega, M. V. & P. Hernández. 2005. Molecular evidence for natural interspecific hybridization in *Prosopis*. Agroforestry Systems 64 (3): 197-202.

Viehmannová, I.; L. Milella, E. Fernández & J. Lachman. 2007. Chemical Composition of Tuberous Roots and Leaves of "Yacon" [*Smallanthus sonchifolius* (Poepp. et Endl.) H. Robinson] Tropentag 2007, October 9-11, Witzenhausen, Germany.

Velarde, M.; P. Felkera & C. Degano. 2003. Evaluation of Argentine and Peruvian *Prosopis* germplasm for growth at seawater salinities. J. arid. Environ. 55: 515–531.

Velásquez, T. & R. Mestanza. 2003. Cultivo del "tomatito nativo", "tomatillo", "uvilla" o "aguaymanto". Innovación Agraria 13-16.

Verhoeven, J. T.; C. C. Jansen; M. Botermans & J. W. Roenhorst. 2010. Epidemiological evidence that vegetatively propagated, solanaceous plant species act as sources of "Potato" spindle tuber viroid inoculum for tomato. Plant Pathology 59: 3–12.

Vigo, E.; V. Quiroz & A. C. Tierra. 2007. Cadenas de Valor Sostenibles: Producción, Comercialización y Agroexportación. Manual: El cultivo de tara en Cajamarca. <http://www.contactorural.com.pe/images/documentos/Manual_El_cultivo_de_tara_en_Cajamarca-2da_impresion.pdf>. Acceso 2009.

Vilcapoma, G. 2007. Frutos silvestres (Solanáceas) de la cuenca del río Chillón, provincia de Canta, Lima – Perú. Ecología Aplicada 6(1,2): 23-32.

Vilehna, S. M. C. & F. L. A. Câmara. 1996. Manejo pós-colheita de "yacon" (*Polymnia*

sonchifolia. Parte 1. Teores de proteína e açucares em raízes de "yacon", em função da cua ao sol e do amazenamento a 4°C. Resumos I Congresso Latino Americano de Raízes Tropicais. CERAT-UNESP, São Pedro, Brasil.

Vilela, P. J. 1989. Resultados preliminares de ensayo de introducción de especies y procedencias en las zonas áridas de Sechura, Piura, Perú. INIAA.

Vilela, A. E. & D. A. Ravetta. 2000. The effect of radiation on seedling growth and physiology in four species of *Prosopis* L. (Mimosaceae). J. arid. Environ. 44: 415–423.

Vilela, A. E. & D. A. Ravetta. 2001. The effect of seed scarification and soil-media on germination, growth, storage, and survival of seedlings of five species of *Prosopis* L. (Mimosaceae). J. arid. Environ. 48 (2): 171-184.

Vilhena, S. M. C.; F. L. A. Camara; I. M. T. Piza & G. P. P. Lima. 2003. Content of fructans in tuberous roots of yacon (*Polymnia sonchifolia*). Ciencia y Tecnologia Alimentaria 4(1): 35-40.

Walpers, G. 1843. Cruciferas, Capparidas, Cylcereas et Compositas, quas Meyenius in orbis circumnavigatione collegit, enumerat novas que describit. Novorum Actorum Academiae Caesareae Leopoldinae-Carolinae Naturae Curiosorum 19(1): 249.

Wanyama, D. O.; L. C. Wamocha & K. Ngamau. 2006. Effect of gibberellic acid on growth and fruit yield of greenhouse-grown cape gooseberry. African Crop Science Journal 14(4): 319-323.

Ward, L. I.; J. Tang; S. Veerakone; B. D. Quinn; S. J. Harper; C. Delmiglio & G. R. Clover. 2010. First Report of "Potato" spindle tuber viroid in cape gooseberry (*Physalis peruviana*) in New Zealand. Plant Disease 94(4): 479.

Waterfall, U. T. 1967. *Physalis* in Mexico, Central America and the West Indies. Rhodora 69(777): 82–120.

Wells, J. R. 1965. A taxonomic study of *Polymnia* (Compositae). Brittonia 17(2): 144–159.

Wells, J. R. 1967. A new species of *Polymnia* (Compositae: Heliantheae) from Mexico. Brittonia 19: 391-394.

Wells, J. R. 1971. Variation in *Polymnia* pollen. Am. J. Bot. 38: 124-130.

Whitson, M. & P. S. Manos. 2005. Untangling *Physalis* (Solanaceae) from the physaloids: a two-gene phylogeny of the Physalinae. Syst. Bot. 30 (1): 216-230.

Wiersema, J. H. & B. León. 2013. World Economic Plants: A standard reference. Second Edition. CRC Press. Pp. 1300.

Wojtusik T.; P. Felker; E. J. Russell & M. D. Benge. 1993. Cloning of erect, thornless, non-browsed nitrogen fixing trees of Haiti's principal fuelwood species (*Prosopis juliflora*). Agroforestry Systems 21(3): 293-300.

Wrann, H. J. & B. M. Arriagada. 1988. Experimental plantations of tannin-producing species in the semi-arid zone of Chile. Ciencia e Investigacion Forestal 3: 51-66.

Wong, N. A. & M. Manley-Harris. 2003. Yacon a New Zealand seasonal variation and storage trial. Chemistry in New Zealand 67(1): 64-66.

Wu, Z. Y. & P. H. Raven (eds.). 1994. Flora of China. Vol. 17 (Verbenaceae through Solanaceae). Science Press, Beijing, and Missouri Botanical Garden Press, St. Louis. 342 pp.

Yang, X.; W. Jiang & B. Ding. 2006. *In vitro* propagation of virus-free yacon (*Smallanthus sonchifolius*. Zhejiang Daxue Xuebao, Nongye Yu Shengming Kexueban 32(1): 51¬55.

Yupari, A. 2002. Cajamarca y la incidencia de Minera Yanacocha-Marco para el desarrollo sostenible. informe elaborado para la UNCTAD. <http://www.natural-resources.org/minerals/latam/docs.htm>. Acceso 2009.

Zardini, E. 1991. Ethnobotanical notes on "Yacon" *Polymnia sonchifolia* (Asteraceae). Economic botany. 45 (1): 72-85.

Zuloaga, F. O.; O. Morrone; M. J. Belgrano; C. Marticorena & E. Marchesi. 2008. Catálogo de las plantas vasculares del cono sur (Argentina, Sur de Brasil, Chile, Paraguay y Uruguay). Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 107(3):i–xxi, 2287–3348.

Zapata, S. M. & J. P. Dufour. 1993. "Camu-camu" *Myrciaria dubi*a (HBK) McVaugh: chemical composition of fruit. Journal of the science of food and agriculture. J. sci. food agric. 61 (3): 349-351.

Arnaldoa 20 (2): 433 - 444, 2013 ISSN: 1815-8242

Humedales artificiales en el tratamiento de las aguas residuales domésticas de la mina Barrick

Constructed wetlands for treating domestic wastewater in the Barrick mine

Jorge Luis Minchola Gallardo
Gerencia Regional de la Producción, Gobierno Regional La Libertad, Perú.
mijoga80@hotmail.com
Federico Gonzáles Veintimilla
Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, La Libertad, Perú.
gonveinte@yahoo.es

Resumen

Esta investigación, analizó el potencial y la viabilidad de uso de un humedal artificial en el tratamiento de las aguas residuales domésticas en el afán de mitigar el impacto en la minera "Barrick". La muestra lo constituyó el efluente entrada y salida del humedal. Se determinó la concentración de DBO_5 (mg/l), SST (mg/l), Coliformes fecales (NMP/100 ml), Coliformes totales (NMP/100 ml), pH, Temperatura (°C) y Oxígeno disuelto (OD) (mg/l) con respecto al tiempo de retención (TR) (días). También se determinó la remoción porcentual DBO_5, SST, Coliformes fecales, Coliformes totales y la tasa de incremento de oxígeno. Los resultados permitieron estimar la eficiencia de remoción del DBO_5 (73,00%), SST (84,00%), Coliformes fecales (93,00%), Coliformes totales (86,00%), y la tasa de incremento de oxígeno disuelto fue del 18,73%; se concluye que los humedales artificiales son eficientes en la remoción de contaminantes e incremento de oxigeno disuelto.

Palabras clave: Humedal artificial, Aguas residuales domésticas, Remoción, Tasa de incremento, Tiempo de retención..

Abstract

This research examined the potential and feasibility of using an artificial wetland treating domestic wastewater in an effort to mitigate the impact on mining "Barrick". The sample was constituted by the effluent inlet and outlet of the wetland. The concentration of BOD_5 (mg / l) , TSS (mg / l) , fecal coliforms (MPN/100 ml) , Total Coliforms (MPN/100 ml) , pH , temperature (° C) and dissolved oxygen (DO) (mg / l) with respect to retention time (TR) (days). We also determined the percentage removal of BOD_5 , TSS, fecal coliforms , total coliforms and the rate of increase of oxygen. The results allowed to estimate the BOD_5 removal efficiency (73,00%) , TSS (84,00%) , fecal coliforms (93,00%) , Total Coliforms (86,00%) , and the rate of increase of oxygen dissolved was 18,73 %, it is concluded that wetlands are efficient at removing contaminants and increase dissolved oxygen .

Key words: artificial wetland, domestic wastewater, removal, increase rate, retention time.

Introducción

Las aguas residuales son aguas con sólidos que por uno u otro medio se introducen en sumideros y son transportadas mediante el sistema de alcantarillado. En general, las aguas residuales consisten de dos componentes, un efluente líquido y un constituyente sólido, conocido como lodo (Romero, 2008; Otálora, 2011).

En tal sentido, las aguas residuales no tratadas, pueden ocasionar graves problemas ambientales y sanitarios, como infecciones bacterianas, además de mantener vectores y hospedadores. Desde el punto de vista ambiental, la contaminación de las aguas no sólo elimina una buena parte de la vegetación y fauna autóctona acuática, sino que también ocasiona desequilibrios generalizados a todo el ecosistema terrestre. El exceso de materia orgánica y nutriente en el agua (nitrógeno y fósforo) conduce a la eutrofización. Los coliformes fecales y totales; así como, otros compuestos tóxicos producen envenenamientos y bioacumulación (Fernández *et al.*, 2001).

Debido a esto, es de vital importancia ahondar en el estudio de formas y métodos de purificación del agua que sean de bajo costo, que se acoplen a la naturaleza y que sean eficientes en cuanto a la remoción de contaminantes, en este caso de coliformes fecales y totales; y sólidos suspendidos totales que son elementos altamente perjudiciales para la salud humana y el medio ambiente (Atlas & Bartha, 2002).

El principal objetivo del tratamiento

de aguas residuales es eliminar o reducir los contaminantes a niveles que no causen efectos nocivos en humanos o en los ambientes receptores (Hedine *et al.*, 1994).

Según Kadlec *et al.* (1993), Knight (1994) y Frers (2012) la tecnología de los humedales artificiales está definida como un complejo ecosistema de substratos saturados, vegetación (macrófitas) y agua, cuyo objetivo es la remoción de la mayor cantidad de contaminantes del agua residual a través de mecanismos de depuración que actúan en los pantanos como la remoción de sólidos suspendidos por sedimentación y filtración; biodegradación de la materia orgánica a partir de microorganismos aeróbicos y anaeróbicos; eliminación de microorganismos patógenos por sedimentación, filtración, toxicidad por antibióticos producidas por las raíces de las macrófitas, absorción en partículas de arcilla y la acción predadora de otros organismos; remoción de metales pesados atribuido al fenómeno precipitación-absorción; precipitación de los hidróxidos, sulfuros; y ajuste de pH.

En este contexto, el objetivo de la investigación fue demostrar la importancia de los Humedales artificiales en el tratamiento de las aguas residuales domésticas; asimismo, determinar el potencial y la viabilidad de usar un humedal artificial en el tratamiento de las aguas residuales domésticas como una alternativa.

Material y métodos

Ubicación del área de estudio.

La minera Barrick se ubica en Los Andes peruanos, en el Distrito de Quiruvilca, Provincia de Santiago de Chuco, en la zona norte del país y a una altura entre 3 700-4 200 msnm. Está situada a 140 kilómetros de la ciudad de Trujillo, capital de la Región La Libertad (Barrick, 2012).

Material de estudio

El material de estudio lo constituyó el afluente de aguas residuales domésticas de la minera Barrick. Asimismo, el efluente del humedal construido de flujo superficial que fue construido a nivel de planta piloto.

Métodos y técnicas

A. Humedal

a. Consideraciones del diseño del humedal

Las consideraciones del diseño desarrolladas según Campbell (1999) y Hurtado (2012), recomiendan algunas reglas para el diseño (Tabla 1). Algunas de ellas se pudo mencionar como: (1) Profundidad, (2) Aspecto de ratio y (3) Velocidad de flujo (Tabla 1).

b. Capa impermeable y sustrato

Tabla 1. Resumen del criterio de diseño para tratamiento de humedales construidos (Whittar, 2013).

CRITERIOS	RANGO
Profundidad de agua (cm)	< 60
Número de células	Múltiple
Aspecto de ratio L/W	>2/1
Velocidad de flujo (m/s)	0,3048
Tiempo de retención (días)	10

En la construcción total del humedal artificial se utilizó una geomembrana de 1,5 mm de espesor. E igualmente, se usó grava de 1 pulgada de diámetro como sustrato, hasta una altura de 20 cm.

c. La selección de la vegetación

En el humedal artificial se sembró los rizosomas de "tifa" *Typha angustifolia* (Skousen *et al.*, 1994) debido a que es una especie tolerantes y a su fácil adaptación a una gran variedad de condiciones ambientales. La *T. angustifolia* se sembró en el humedal artificial a una altura de 1,50 m, más o menos.

B. Análisis del efluente líquido

Los parámetros utilizados para evaluar la eficiencia del tratamiento del efluente líquido en humedales artificiales de flujo superficial fueron el Caudal promedio diaria (l/s), Volumen tratado (m^3/d), DBO_5 (mg/l), SST (mg/l), Coliformes totales y fecales (NMP/100ml), pH, Temperatura (°C), Oxígeno disuelto (OD) (mg/l) de acuerdo a lo indicado por el Environmental Protection Agency (1993).

El tipo de muestreo y la frecuencia que se usaron fueron aleatorio sistemático, por el tamaño de la población y lo que hizo difícil determinar una muestra representativa. El muestreo de la caracterización de las aguas ácidas de ingreso al humedal artificial fue de tipo compuesto. Es decir, se tomó 1 litro de muestra puntual en el efluente cada día. Las muestras recolectadas en frascos de boca ancha de polipropileno, se trasladó al laboratorio (Owen *et al.*, 1994).

Para el procedimiento de muestreo, recolección de muestra, tipo de recipiente, etiquetado, manipulación de muestras, transporte a laboratorio de control de calidad de SEDALID S.A., se aplicó los procedimiento de vigencia para el Perú contenidos en el protocolo de monitoreo de calidad de agua del Ministerio de Energía y Minas (Owen *et al.*, 1994; Ministerio del Ambiente, 2008).

Procesamiento y Tabulación de datos

La información recolectada, sobre aguas residuales domésticas, tratadas en los humedales artificiales de la minera Barrick, se procesaron en el paquete Excel o SPSS Versión 15.00; elaborándose tablas y gráficas estadísticas descriptivas simples y las respectivas pruebas de regresión lineal para medir la asociación y minimizar la contaminación del agua.

Resultados

Los parámetros de mayor importancia en el agua residual del campamento minero fueron, el pH, que varió en la primera etapa de 7,72 a 7,07 indicando una diminución de pH. Asimismo, la temperatura varió de 16,5°C reduciéndose a 17,2°C. Para el caso del caudal, este se mantuvo constante tanto a la salida como a la entrada del humedal; siendo este, para la primera etapa del trabajo de 0,376 l/s; mientras, que el volumen de entrada varió con respecto al de salida, presentando un valor de entrada de 0,32 m^3 y uno de salida de 0,30 m^3 (Tabla 2).

En la tabla 3 se detalla los resultados obtenidos de la medición de la DBO_5 (mg/l) y O_2 (mg/l) permitieron constatar que el agua residual de la empresa minera contiene concentraciones altas. Las aguas residuales tuvo una concentración de 36,80 mg/l de DBO_5 disminuyendo a 9,80 mg/l y el O_2 fue de 0,26 mg/l, incrementándose a 3,12 mg/l. De esta manera, los porcentajes de remoción promedio fueron de un 73,00% para DBO_5 y en el caso del O_2 disuelto se encontró un aumento porcentual del 82,00% y una tasa de incremento periódica del 18,73 % (Tabla 3).

Para el caso del SST, la concentración comenzó siendo para el primer día de alrededor de 69,33 mg/l, disminuyendo a 11 mg/l en el último día en el efluente de salida y con un valor porcentual de retención igual al 84%, (Tabla 4).

Tabla 2. Valores promedios para parámetros de aguas residuales del módulo experimental del sistema.

PARAMETRO	ETAPA	
	Entrada	Salida
Caudal (l/s)	0,376	0,376
Volumen (m^3)	0,32	0,30
pH	7,72	7,07
Temperatura (°C)	19,8	17,2

Tabla 3. Valores de las concentraciones promedio de DBO (mg/l) de las muestras y porcentaje de remoción de la carga orgánica de las aguas residuales.

Tiempo retención (días)	Demanda Bioquímica Oxígeno		Oxígeno Disuelto	
	mg/l	%	mg/l	%
1	36,80	----	0,26	----
2	29,24	0,21	0,89	0,37
3	26,93	0,27	1,16	0,52
4	23,06	0,37	1,37	0,59
5	20,12	0,45	1,65	0,66
6	18,90	0,49	1.96	0,71
7	15,49	0,58	2,20	0,75
8	12,98	0,65	2,56	0,78
9	11,12	0,70	2,76	0,80
10	9,80	0,73	3,12	0,82

Tabla 4. Valores de concentraciones promedio y porcentaje de retención de SST (mg/l) de las aguas residuales.

Tiempo de retención (días)	Concentración (mg/l)	Porcentaje de Retención
1	69,33	----
2	53,54	0,23
3	44,56	0,36
4	38,21	0,45
5	34,57	0,50
6	25,62	0,63
7	18,98	0,73
8	14,87	0,79
9	11,42	0,84
10	11,00	0,84

Los resultados de la cuenta de bacterias, se muestran en la tabla 5. Se encontraron que la concentración de coliformes totales, presentó un valor inicial de 670 x104 NMP/100ml disminuyendo a 96,3 x10^4 NMP/100ml; con un 86% de remoción y, en los coliformes fecales se encontró, un valor inicial de 135 x10^4 NMP/100 ml, reduciéndose hasta un valor 9,5 x10^4 NMP/100ml, con un porcentaje de remoción del 93%. Dichos valores, indican que existen bacterias asociadas al sustrato y en mayor proporción a la rizósfera. Estos resultados, ponen de manifiesto la presencia de los microorganismos en el sistema, establecidos como biopelícula sobre el sustrato (tezontle y arena) y asociados a las raíces de las plantas. Además, estos datos sugieren que no existe una correlación entre el número de bacterias y la especie de las plantas que se instalaron en el sistema.

Tabla 5. Valores de las concentraciones de coliformes fecales (NMP/ 100ml) de las muestras y porcentaje de remoción de la carga orgánica de las aguas residuales.

Tiempo de retención (días)	COLIFORMES TOTALES		COLIFORMES FECALES	
	Concentración (10^4 NMP/100ml)	Porcentaje de retención	Concentración (10^4 NMP/100ml)	Porcentaje de retención
1	670,0	----	135,0	----
2	560,0	0,16	126,0	0,07
3	480,0	0,28	122,0	0,10
4	450,0	0,33	79,0	0,41
5	370,0	0,45	47,0	0,65
6	200,8	0,70	32,0	0,76
7	170,4	0,75	19,4	0,86
8	150,4	0,78	17,0	0,87
9	130,6	0,81	10,3	0,92
10	96,3	0,86	9,5	0,93

En las figuras 1, se analizó la relación entre los coliformes totales y el O_2, la cual tuvieron una relación inversa, indicándose que, mientras el oxígeno se incrementó, los coliformes totales disminuyeron y su remoción aumentó, observándose un grado de asociación del 94,95%. En la figura 2, se presentó el caso de coliformes totales y el DBO_5, se logró determinar una relación directa; presentando un grado de asociación del 94,91%.

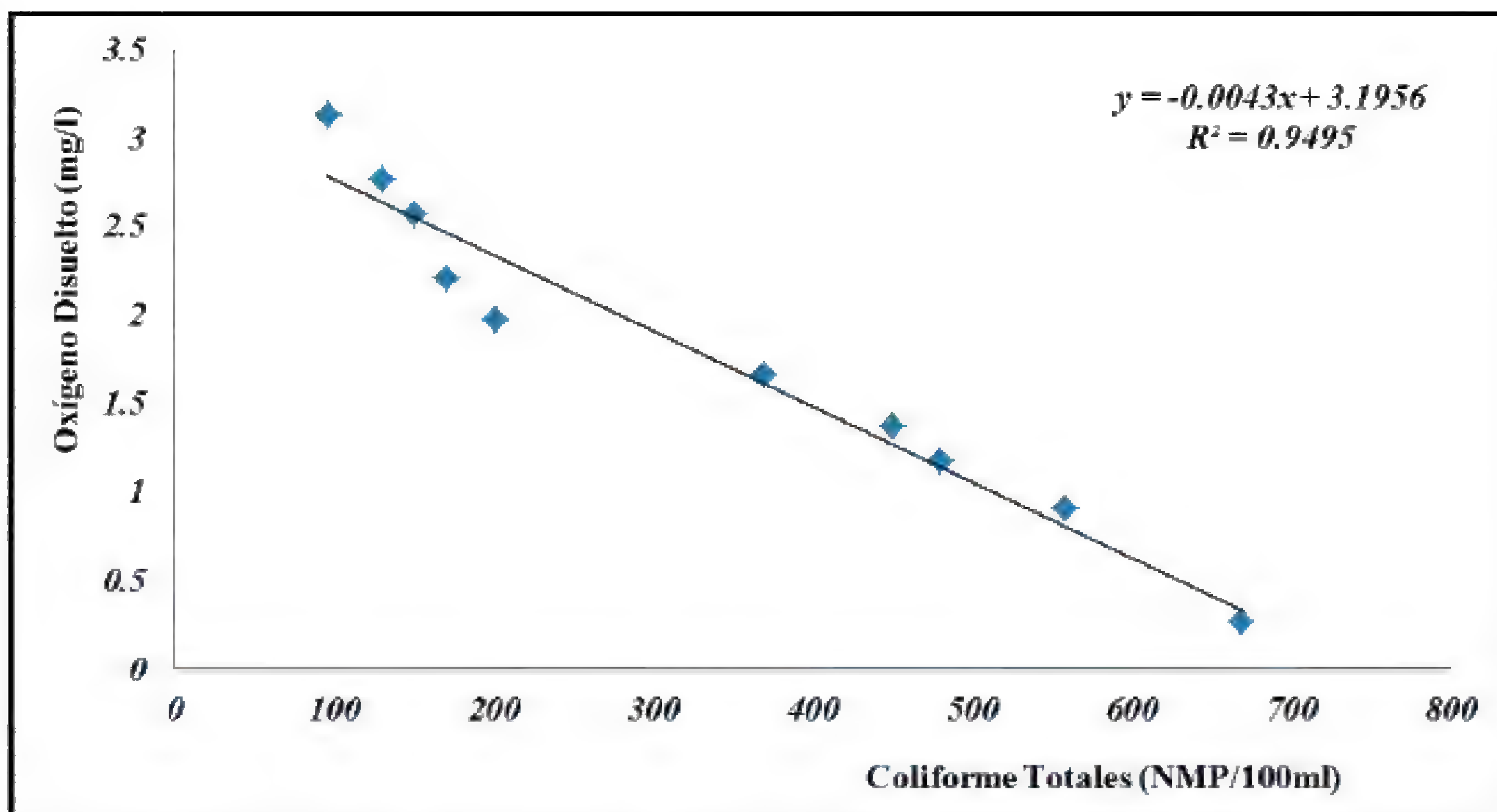


Fig 1. Grado de asociación entre los Coliformes Totales y el Oxigeno Disuelto.

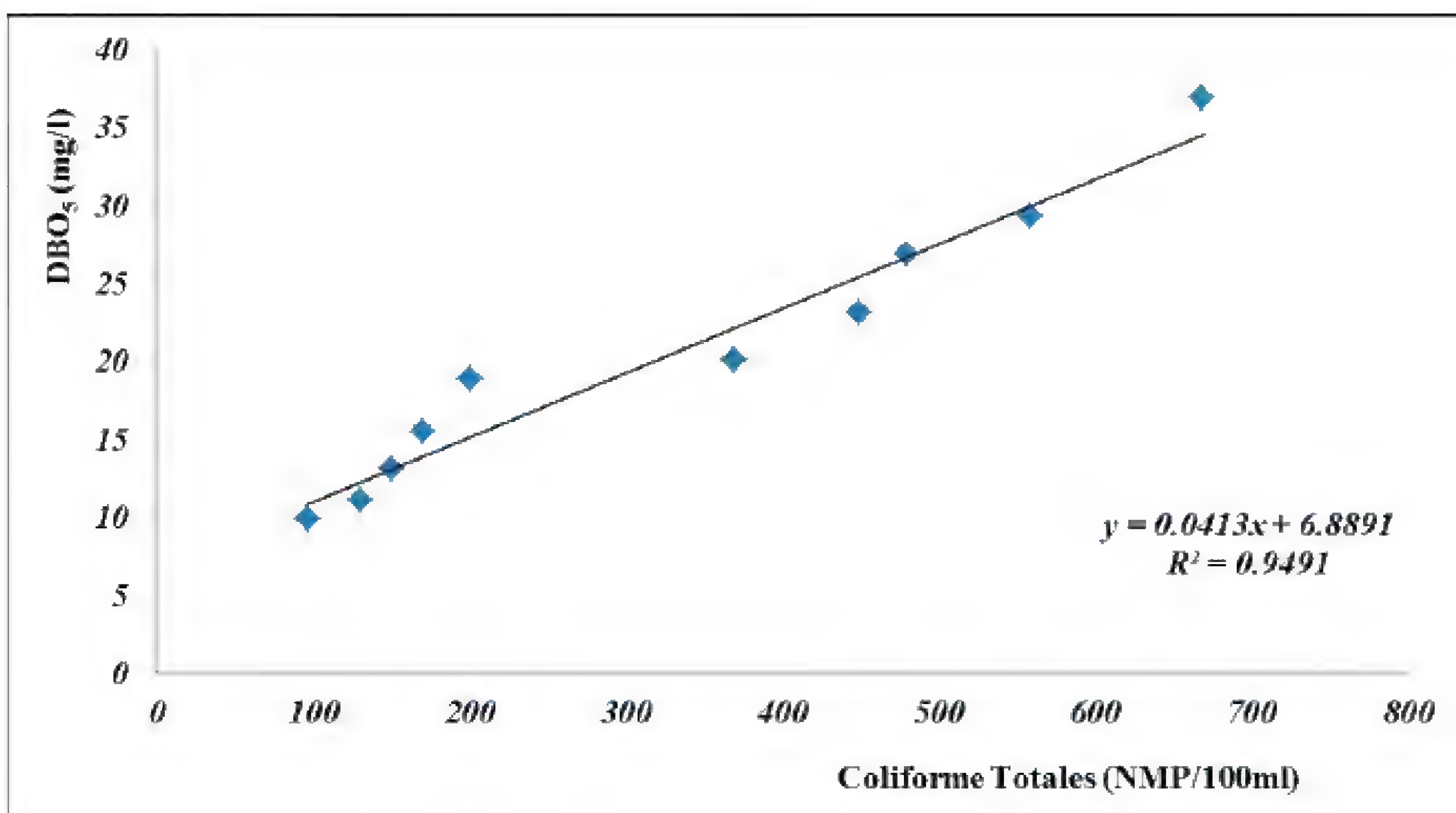


Fig 2. Grado de asociación entre los Coliformes Totales y el DBO_5.

El DBO_5 y el oxígeno disuelto, presentaron un grado de asociación estadísticamente significativo del 98,03% y una relación inversa; es decir, mientras la remoción de DBO_5 aumentó y su concentración disminuyó, así mismo, el oxigeno disuelto se incrementó (Figura 3).

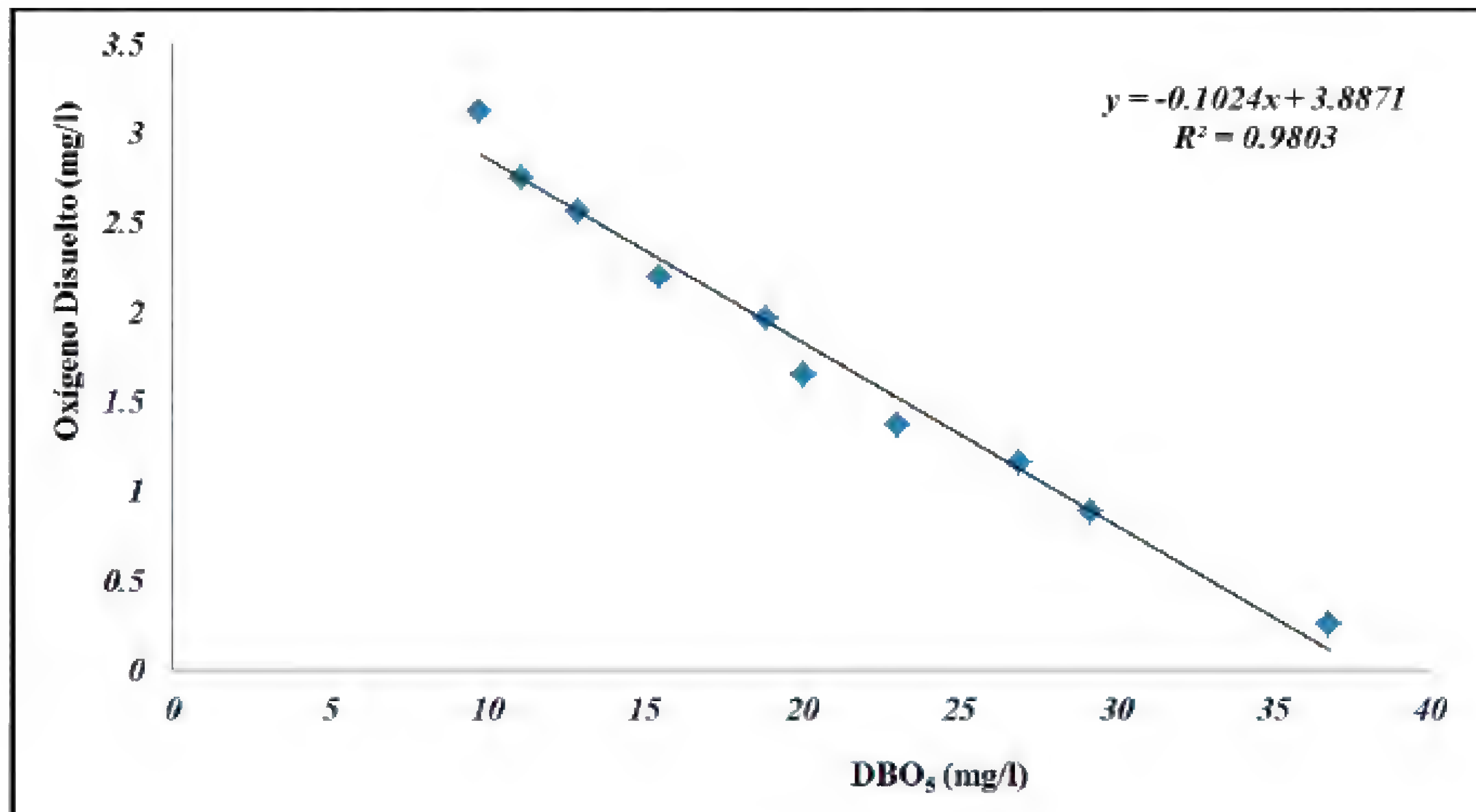


Fig.3. Grado de asociación entre el DBO_5 y oxígeno disuelto.

Discusión

En esta investigación, se logró determinar, que el humedal permitió incrementar el oxigeno disuelto en el efluente, lográndose recuperar hasta un 18,73% de oxigeno; esto coincide con lo reportado por Zuñiga (2004) quien señala que los humedales construidos permiten una recuperación de hasta el 40% de oxígeno en los efluentes de aguas residuales domésticas.

Quipuzco (2002) reporta que los humedales artificiales en alguna etapa no presentan reducciones de las concentraciones de la DBO_5 y SST más bien, los valores se incrementan debido al arrastre de raíces o desprendimiento de la biopelícula formada alrededor de los rizomas. Así, se provoca su degradación en el medio y por lo tanto, el incremento en compuestos orgánicos e inorgánicos que aumentan la concentración de la DBO_5 y SST. Por otro lado, de acuerdo con Korkusuz, Beklioglu, & Demirer (2004), las concentraciones de los nutrimentos y de la carga orgánica en el efluente de entrada y salida son afectadas por cambios en el volumen del agua en el sistema, debido a los efectos de la precipitación pluvial, de la evaporación y de la evapotranspiración. Los dos últimos procesos, concentran especialmente los componentes en el humedal, ya que el volumen de agua baja y las concentraciones de nutrimentos y carga orgánica se incrementan.

De acuerdo con la remoción de la DBO_5 y SST de las aguas residuales, el tiempo de retención hidráulica óptimo del sistema es de 10 días en los módulos donde se encuentra instalado *T. angustifolia* fueron óptimos sin requerir un tiempo de retención menor; concordando con los resultados por Piñeyro (2011) quien sostiene que un

humedal artificial permite una eficiente remoción de DBO y SST, donde presentaron valores de remoción superiores al 60%.

La carga orgánica del sistema, se comportó de la siguiente manera: DBO_5, SST y coliformes presentó una mayor remoción durante la primera etapa del trabajo. En términos globales, la remoción de la materia orgánica en la segunda etapa es menor, probablemente como producto de la descomposición de la misma por las biopelículas microbianas formadas sobre el tezontle.

Otálora (2011) y Piñeyro (2011) indicaron en sus resultados de remoción para sólidos suspensión totales, que los humedales artificiales, son eficientes como tratamiento (remoción de materia orgánica); presentando valores superiores al 95%; esto coincide, con lo encontrado en la investigación donde se encontró valores de remoción superiores al 70% para SST.

Con respecto a los coliformes fecales, los resultados indican una alta eficiencia del sistema, independientemente de la etapa de monitoreo. Algunos sistemas en Europa, usan arena en lugar de grava, para aumentar la capacidad de retención de coliformes fecales, pero este medio requiere instalaciones muy grandes, debido a la reducida conductividad hidráulica de la arena comparada con la grava (Lara, 1999).

De manera general, considerando los resultados individualmente, etapa I, es donde se presentan la mejor eficiencia de remoción, lo que sugiere que el establecimiento que una primera instancia, el humedal da mejores resultados utilizando *Typha*. No obstante, se requieren análisis complementarios y mayor tiempo de operación del sistema para llegar a conclusiones más contundentes señalados por Zuñiga (2004) y Piñeyro (2011).

Los coliformes fecales y totales presentaron un alto porcentaje de remoción, llegando hasta un 90%; coincidiendo con lo expuesto por Villarroel (2005) y Otálora (2011) quienes señalan, que los humedales construidos permiten una remoción de 89% hasta un 99%; pero, difiriendo de lo expuesto por Piñeyro (2011) que indica que los coliformes totales tuvieron un importante incremento en el efluente de salida respecto al efluente de ingreso. Una destacada contribución de coliformes puede atribuirse a la presencia de aves. Estos fueron observados alimentándose en los humedales artificiales, dejando sus excreciones fecales en la superficie de los mismos.

El diseño del humedal artificial aplicado en el sistema, no incluyó el análisis del comportamiento de la carga orgánica, de los nutrimentos y de los microorganismos del agua residual en un módulo sin plantas (sólo sustrato). El sustrato es un material importante, ya que cumple con varias funciones, como ser el medio de soporte de los microorganismos y de las plantas, además, de funcionar como medio filtrante para retener los sólidos suspendidos que se depositan en la superficie del sustrato, para luego ser degradados por los microorganismos. No obstante, el material utilizado en este trabajo ya ha sido estudiado anteriormente y la información pertinente ya se ha reportado por Fenoglio (2000).

Conclusiones

El efluente resultante, de acuerdo a lo establecido en los estándares nacionales peruanos, no califica para ningún uso; pues la concentración de coliformes totales está por encima de los 10 000 NMP/100 ml.

Los humedales artificiales resultan ser ecosistemas eficientes en el tratamiento

de aguas residuales de una manera segura, confiable, estética y económica. Los humedales artificiales permiten una eficiente remoción de contaminantes ya que no requieren de suministro de energía adicional, su funcionamiento se basa en la actividad combinada de plantas, microorganismos y sustrato, que en conjunto propician una depuración eficiente.

Literatura citada

Atlas, R. & R. Bartha. 2002. Ecología microbiana y Microbiología ambiental. México: Prentice Hall.

Barrick. 2012. [En linea]. Barrickperu.com. Obtenido de BARRICK PERÚ. [28 de mayo del 2012]. http://www.barrickperu.com/barrick/lagunas.html

Campbell, J. 1999. Understanding water balance in landfill sites. Wastes management, 594 - 605.

Environmental Protection Agency. 1993. ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY (EPA). 1993. Subsurface Flow Constructed Wetlands for Wastewater Treatment a Technology Assessment. S.C. Reed, ed., EPA/832/R-93/008. US EPA Office of Water. Washington. Washington: EPA.

Fenoglio, L. 2000. Bases de diseño para la construcción de un reactor biológico experimental basado en los sistemas de humedales de flujo vertical. México: Tesis de Licenciatura, Facultad de Química, Universidad Nacional Autónoma de México.

Fernández, J.; E. De Miguel; J. De Miguel & M. Curt. 2001. Manual de fitodepuración. Filtros de macrófitas en flotación. Madrid: Fundación Global Nature, Universidad Politécnica de Madrid.

Frers, C. 2012. [En Línea]. elmercuriodigital.es. Obtenido de El uso de plantas acuáticas para el tratamiento de aguas residuales. [19 de mayo del 2012]. http://elmercuriodigital.es/content/view/5520/174/

Hedine, R.; R. Nairn & R. Kleinmann. 1994. Passive treatment of polluted coal mine drainage. New York: United States Department of Interior.

Hurtado, D. 2012. Humedles construidos de flujo superficial en el tratamiento de las aguas residuales domesticas del campamento Llamo - Llamo de la mineria aurífera Santa Rosa - Angasmarca, Santiago de Chuco, La Libertad, Perú 2012. Trujillo: Maestría en Ciencias, Escuela de Postgrado, Universidad Nacional de Trujillo.

Kadlec, R.; W. Bastiacens & D. Urban. 1993. Hdrological design of free water surface treatment wetlands. Chelsea: Lewis Publeshers.

Knight, R. 1994. Treatment wetlands data base now available. Water environment & technology, 31 - 33.

Korkusuz, E.; M. Beklioglu & G. Demirer. 2004. Treatment efficiencies of the vertical flow pilot-scale constructed wetlands for domestic wastewater treatment. Turkish J. Eng. Env. Sci. , 333 - 344.

Lara, J. 1999. Depuración de aguas residuales municipales con humedales artificiales. Barcelona: Tesis de maestría, Universidad Politécnica de Cataluña.

Ministerio Del Ambiente. 2008. Aprueban Los Estándares Nacionales de calidad ambiental para agua. DS-002-2008-MINAM. Lima: MINAM.

Otálora, A. 2011. Evaluación del sistema de tratamiento de aguas residuales domésticas mediante humedales artificiales de alta tasa en la locación petrolera de Caño Gandúl. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia.

Owen, H.; R. Aquino & F. Bernabel. 1994. Protocolo de Monitoreo de Calidad de Agua. Lima: República del Perú / Ministerio de Energía y Minas.

Piñeyro, M. 2011. Eficiencia en la depuración de un efluente de frigorífico por humedales construidos a escala. Montevideo: Universidad de la Republica.

Quipuzco, E. 2002. Evaluación del comportamiento de dos pantanos artificiales instalados en serie con Phragmites australis para el tratamiento de aguas residuales domésticas. Rev. Inst. Investig. Fac. Minas Metal. Cienc. Geogr., 52 - 57.

Romero, J. 2008. Tratamiento de aguas residuales, teoría y principios de diseño . Bogotá: Escuela Colombiana de Ingenieria.

Skousen, J.; A. Sextone; K. Garbutt & J. Sencindiver. 1994. Acid mine drainage treatment with wetlands and anoxic limestone drains. Applied wetlands science and technology, 263 - 281.

Villarroel, C. 2005. Tratamiento terciario del efluente de la planta de tratamiento de aguas residuales El Cortijo para uso agrícola con humedales construidos de flujo superficial. Trujillo: Escuela de Postgrado – UNT, Programa doctoral en medio ambiente, Universidad Nacional de Trujillo.

Whittar. 2013. [En línea]. Biblioteca.unmsm.edu.pe. Obtenido de criterio de diseño para tratamiento de humedales construidos. [16 de julio de 2013]. http://biblioteca.unmsm.edu.pe/redlieds/Recursos/archivos/MineriaDesarrolloSostenible/MedioAm-

biente/DAMhumedales.pdf

Zuñiga, J. 2004. *Influencia del soporte y tipo de macrófita en la remoción de materia orgánica y nutrientes en humedales construidos de flujo Subsuperficial horizontal.* Valparaíso: Tesis de Grado, Pontificia Universidad Católica de Valparaíso.

Arnaldoa 20 (2): 445 - 456, 2013 ISSN: 1815-8242

Influencia de la concentración de azúcares reductores totales de "cáscara" de *Coffea arabica* L. en la producción de proteína unicelular de *Candida utilis* var. *major*

Influence of the concentration of total reducing sugars of "shell" of *Coffea Arabica* L. in the production of single cell protein from *Candida utilis* var. *major*

Luis Eduardo Rodríguez Pérez
Universidad Nacional de San Martín, Tarapoto-PERÚ
riojanito2010@hotmail.com
Carlos León Torres, Carlos Nomberto Rodríguez.
Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo-PERÚ
Cecilia Betzabet Bardales Vásquez.
Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo-PERÚ

Resumen

Se determinó la influencia de la concentración de azúcares reductores totales de "cáscara" de *Coffea arabica L.* var. *catimor* en la producción de proteína unicelular de *Candida utilis* var. *major*. Se diseñó un biorreactor tipo tanque agitado de 16 cm de altura, con turbina Rushton. El inóculo fue preparado a partir de una cepa de *Candida utilis* var. *major*, el medio de cultivo fue elaborado a partir de diluciones de azúcares reductores totales (ART) extraídos de "cáscara" de *Coffea arabica L.* var. *catimor* desde 5 hasta 35 g/L en intervalos de cada 5 unidades. El bioproceso de fermentación aeróbica se llevó a cabo a 25 +/- 3ºC; a pH de 5,0 – 5,5 y durante un periodo de 50 horas. Se encontró que la biomasa y la productividad aumentan progresivamente desde 1 hasta 14 g/L y desde 0,02 hasta 0,28 g/L.h respectivamente, tal como se incrementa la concentración de ART de cáscara de *Coffea arabica* var. *catimor*. A la concentración de 20 g/L de ART, se alcanzó el rendimiento máximo (55,19 %) de *Candida utilis* var. *major*, muy cercano al rendimiento teórico de 56,79 %. Se concluye, que el incremento de la concentración de azúcares reductores de cáscara de *Coffea arabica* var. *catimor* influye significativamente aumentado la producción de proteína uniceluar de *Candida utilis* var. *major*.

Palabras clave: Proteína Unicelular, Azúcares Reductores Totales, *Candida utilis, Coffea arabica,* Bioproceso.

Abstract

The influence of the concentration decided of sugar reductors totals of "shell" of *Coffea arabica L.* var. *catimor* in the production of single-cell protein of *Candida utilis* var. *major*. A biorreactor was designed type waved tank of 16 cm of height, with turbine Rushton. The preparation of the inoculo was carried out starting from *Candida utilis* var. *major*, the way of culture was elaborated from dilutions of sugar reductors totals (ART) extracted from "shell" of *Coffea arabica* var. *catimor* from 5 up to 35 g/L in intervals of every 5 units. The bio process of aerobic fermentation was carried out to 25 +/- 3ºC; to pH of 5,0 - 5,5 and during a period of 50 hours. One thought that the biomass and the productivity increase progressively from 1 up to 14 g/L and from 0,02 up to 0,28 g/L.h respectively, as increases the concentration of ART of shell of *Coffea arabica* var. *catimor*. To the concentration of 20 g/L of ART, there was reached the maximum performance (55,19 %) of *Candida utilis* var. *major*, very near to the theoretical performance of 56,79 %. In conclusion, the increase of the concentration of sugar redactors totals of shell of *Coffea arabica* var. *catimor* influences significantly increased the production of single-cell protein of *Candida utilis* var. *major*.

Key words: Single-cell protein, total reducing sugars, *Candida utilis, Coffea arabica*, Bioprocess.

Introducción

Durante las últimas décadas se ha presentado un incremento de la población a nivel mundial; a esto se acompaña el patrón decreciente de la producción agrícola lo que ha originado un importante déficit de alimentos a nivel mundial, sobre todo en aquellos en vías de desarrollo, especialmente de Latinoamérica. Se estima que cada año, más 12 millones de personas mueren de inanición y por enfermedades relacionadas con la malnutrición, causadas principalmente por el bajo y deficiente consumo de alimentos de construcción como las proteínas (Organización Mundial de las Salud, 2005).

Esta deficiencia de proteínas en el consumo humano pone cierto apremio en el incremento de la productividad agrícola. Pero esto, requiere de la modernización de la agricultura, lo cual, se ha convertido en una misión casi imposible por la falta de recursos económicos para implementar

técnicas apropiadas, el empobrecimiento gradual del suelo, fenómenos climatológicos adversos y escasez de agua (Box, 1993).

En ese sentido, en las últimos años, en el mundo han surgido diversas propuestas y técnicas para producir proteínas de consumo humano y animal por métodos no convencionales. Una de esas vías más prometedoras es, incrementar la disponibilidad de proteínas de origen microbiano o unicelulares mediante la fermentación de residuos agroindustriales (Scragg, 1996).

Existen tres ventajas para la producción de proteína unicelular: el rápido crecimiento de los microorganismos, la alta eficiencia o productividad alimenticia y el bajo costo de la materia prima o sustrato (Lifthield, 1986). Las dos primeras están en relación directa con el corto tiempo de generación de 20 minutos.

Respecto al sustrato empleado, en un inicio se centró en el uso de hidrocarburos y otros derivados del petróleo como metanol y etanol; recientemente, el interés se ha dirigido hacia recursos renovables como residuos agrícolas y subproductos industriales (García, Quintero & López, 1993). La factibilidad económica de producir proteína unicelular depende básicamente del uso eficiente de un sustrato de bajo costo, aprovechado por el microorganismo, el cual, debe proceder de actividades agroindustriales propias de la zona en donde se desea producir la proteína unicelular, por ejemplo, zonas de producción de "café", esto logra que el sustrato empleado sea barato y que su proceso contribuya a limpiar el medio ambiente de los desechos agroindustriales; lo cual hace de esta actividad una alternativa económica, social y ecológicamente viable. (Carter, 1996).

En Cuba, Brasil, Colombia y México en los que la industria azucarera es muy desarrollada, se han aplicado tecnologías para producir proteína unicelular empleando como sustrato melaza y bagazo con resultados exitosos en ambos casos, la misma, que puede ser reemplazado por la cáscara de "café"; que posee un mucílago que contiene alrededor de 30 % de azúcares reductores, para la preparación de los abonos orgánicos fermentados, la cáscara de "café" se constituye en una excelente fuente de celulosa, lignina, sílice y cenizas (Restrepo, 1978).

La cáscara del "café" se encuentra constituida por la cascarilla, la pulpa y el mucilago que envuelven a la semilla (grano), que en su conjunto están constituidos por un 42,4 % de azúcares reductores totales, los que se pierden al ser eliminados durante el despulpado y que estos productos y subproductos, constituyen una fuente grave de contaminación y problemas ambientales en los países productores de "café". Por ese motivo, desde mediados del siglo pasado se ha tratado de inventar métodos de utilizarlos como materia prima para producción de bebidas, vinagre, biogás, cafeína, pectinas, enzimas pécticas, proteína y abono (Bresanni, 2005).

Las levaduras comúnmente más utilizadas son *Saccharomyces cereviceae y Candida utilis*, sin embargo, la mayor experiencia en la producción de proteína unicelular se ha dado con *C. utilis* conocida por la mayoría de los investigadores como "torula" y cuya composición química es aproximadamente: 9,0 % de nitrógeno, 55 % de proteína, 7 % de grasas, 5 % de fibra, 8,0 % de cenizas, además, contiene elevada cantidad de lisina y vitaminas del complejo B (Marchand, 1997)

Respecto a C. *utilis*, desarrolla

rapidamente en un medio compuesto por melaza, puesto que tiene la capacidad de asimilar una amplia variedad de sustratos carbonados; sin embargo, durante la producción de biomasa de *C. utilis* es necesario controlar cuidadosamente diversos factores como temperatura, pH, aireación, formación de espuma y en especial, la concentración del tipo de sustrato que se emplea (Kirk & Othmer, 1998).

En una investigación de producción a nivel industrial de cultivo de *C. utilis*, empleando melaza diluida al 2 %, se han obtenido rendimientos de 45 % de levadura y 92 % de masa seca, teniendo en cuenta un rendimiento teórico de 56,7 %, comparado con un 55 % en rendimiento real que se obtuvo al trabajar con una concentración de 15 g/L de ART de melaza (León, 2005).

En ese sentido, cuando se toma en cuenta, que la información sobre la relación rendimiento-concentración del sustrato, es de vital importancia, ya que desde el punto de vista técnico–económico, las ofertas de instalaciones industriales a disposición se sitúa ante la alternativa de tecnologías de fermentación a altas y bajas concentraciones y además, que la oferta y demanda de proteína unicelular destinada al consumo humano y animal en las últimas décadas, estuvo liderada por la levadura *C. utilis* tanto en Estados Unidos, La Unión Europea y Asia, es necesario realizar trabajos de investigación orientados a determinar la influencia de la concentración de los azúcares reductores totales extraídos de la "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor* en la producción de proteína unicelular de *Candida utilis* var. *major* "torula" en un biorreactor tipo tanque agitado.

Materiales y métodos

Se usó una cepa liofilizada de *Candida utilis* var. *major*, obtenido de la Colección Española de Cultivos Tipo (C.E.C.T) 1430. Y los azúcares reductores totales fueron extraídos de la "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor*, proveniente del Distrito de Rioja, Departamento de San Martín-Perú.

Reactivación de la Cepa: La cepa se reactivó siguiendo el protocolo según Bailón en Caldo Sabouraud (Manual Difco, 1984).

Tratamiento de los sustratos:

Extracción de los azúcares reductores totales de la "cáscara" de *Coffea arábica* var. *catimor* y preparación del caldo fermentativo: La extracción de los azúcares reductores totales de la "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor* se llevó a cabo utilizando la técnica de extracción por acción físico–química con agua por ser una técnica adecuada en la obtención de estos azúcares para el caso de este residuo agrícola (Bardales *et al.*, 2009), luego, se determinó la concentración de "ART" azúcares reductores totales por el método de Folin-Wu (Folin, O y H, Wu. 1920). Dicha concentración fue diluida con agua destilada estéril preparándose las concentraciones siguientes: 5, 10, 15, 20, 25, 30 y 35 g; las mismas que constituyeron el caldo fermentativo. A este caldo fermentativo, se la añadió 0,70 g de sulfato de amonio q.p (Bailón, 2001) y posteriormente se esterilizó en autoclave a 121 ºC durante 45 minutos.

Preparación del inóculo: El inóculo inicial de levadura tuvo una concentración celular de 1 x 106 cel/mL (Gómez, 1999).

Acondicionamiento de los biorreactores: Se instalaron 9 biorreactores de 1 L. de capacidad; con 16 cm de altura, 10 cm de diámetro y 10 cm de base, adaptándoseles una tapa a presión de jebe microporoso de 2 pulgadas.Cada reactor

fue equipado con un sistema de aireación y agitación previamente desinfectado en la cámara UV durante tres tiempos de 1 hora cada una, con un descanso de 5 minutos entre ellos.

Proceso de producción de biomasa:

Fermentación: En cada biorreactor se colocó 630 mL del caldo fermentativo a las concentraciones de estudio (5, 10, 15, 20, 25, 30 y 35 g/L de ART), la fuente nitrogenada (sulfato de amonio al 1 %) y 70 mL del inóculo previamente preparado.

El proceso se llevó a cabo a un pH entre 5,0 – 5,5. El proceso de fermentación se llevó a cabo durante un periodo de 50 horas a una temperatura de 25 °C +/- 3°C

Repitiéndose posteriormente 2 veces más (Torres, 1995; León, 2005).

Determinación de la Influencia de la concentración de los azúcares reductores totales de "cáscara" de *Coffea arabica* en la producción de proteína unicelular de *Candida utlis* var. *major*.

Determinación del peso seco de la biomasa: La producción de proteína unicelular de *Candida utilis* var. *major* se llevó a cabo durante 50 horas. Transcurrido dicho tiempo se siguió el método gravimétrico. (Bailón, 2001; León, 2005).

Cuantificación de los azúcares reductores totales residuales: Se determinó la concentración residual de azúcares reductores totales mediante el método de Folin – Wu (Folin & Wu, 1920).

Determinación del rendimiento en base a azúcares reductores totales suministrados (Y x/s) Se determinó según (Hebert, 1999).

Donde: Xo : Biomasa inicial (g/L) XF : Biomasa final (g/L) So : Azúcares reductores totales inicial (g/L) SF : Azúcares reductores totales final (g/L)

Cálculo de la productividad (P g/L.h) Se determinó según (Hebert, 1999).

Donde: X : Biomasa neta producida (g/L) T : Tiempo de fermentación en horas (h)

Xo : Biomasa inicial (g/L). XF : Biomasa final (g/L)

Análisis estadístico: Los resultados obtenidos de las variables biomasa, rendimiento y productividad fueron evaluados mediante estimación de medidas de tendencia central y dispersión; comparación de medias según el método de "t", correlación y regresión lineal, cuadrática, logarítmica y exponencial (Freese, 1988).

Resultados

Los resultados del trabajo de investigación respecto a la influencia de la concentración de azúcares reductores totales de "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor* en la producción de proteína unicelular de *Candida utilis* var. *major*, se muestra en las siguientes tablas y figuras.

En la tabla 1 y 2 se hace notar los valores promedio originales y estimados de biomasa neta producida, rendimiento y productividad,asímismo,seindicalarelación de las variables (correlación y regresión) de la concentración de azúcares reductores totales de la "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor* con la biomasa, el rendimiento y la productividad de *Candida utilis* var. *major*, lo cual demuestra la dependencia de las variables biomasa y productividad y la no dependencia del rendimiento con respecto a la concentración de azúcares reductores totales respectivamente.

La Figura 1 muestra la relación entre la concentración de azúcares reductores

totales suministrados de la "cáscara" de *Coffea arabica* y la biomasa neta producida de *Candida utilis* var. *major*. Observándose que existe dependencia o regresión lineal, cuadrática, logarítmica y exponencial en dichas variables. La biomasa aumenta progresivamente desde 0,20 g/L hasta 14,00g/L tal como se aumenta la concentración de azúcares reductores totales extraídos de la "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor*.

La Figura 2 muestra la relación entre la concentración de azúcares reductores totales de "cáscara " de *Coffea arabica* var. *catimor* suministrados y el rendimiento de *C. utilis* var. *major*, notándose claramente que no existe dependencia o regresión lineal, cuadrática, logarítmica ni exponencial de las variables. El rendimiento es máximo a la concentración de 20 g/L de ART (55,83%).

La figura 3 muestra la relación entre la concentración de azúcares reductores totales de "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor* y la productividad de *C. utilis* var. *major*, observándose que existe dependencia o regresión lineal, cuadrática, logarítmica y exponencial entre las variables. La productividad aumenta progresivamente desde 0,02000 hasta 0,28000 g/L.h , tal como se incremente la concentración de azúcares reductores totales de "cascara" de *Coffea arábica* var. *catimor* y la biomasa neta producida respectivamente.

La figura 4 muestra la comparación del valor del rendimiento teórico, valor del testigo y experimental de *C. utilis* var. *major* a diferentes concentraciones de azúcares reductores totales suministrados de la "cascara" de *Coffea arabica* var. *catimor*, obteniéndose el valor de rendimiento más alto a la concentración de 20 g/L. ART cercano al testigo y al valor teórico; y el

Tabla 1 : Valores promedio originales y estimados de biomasa neta producida, rendimiento y productividad de *Candida utillis* var. *major* a diferentes concentraciones de azúcares reductores totales (ART) suministrados de la "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor*.

So (g/L)	BIOMASA "X" (g/L)		RENDIMIENTO "Y" (%)		PRODUCTIVIDAD "P" (g/L.h)	
	Observadas	Estimadas	Observadas	Estimadas	Observadas	Estimadas
40	12	13.187	55.96	-935.731	0.24	0.613
0	2	-1.021	0	7.069	0	-0.027
5	1	2.512	20.35	8.219	0.02	0.053
10	5	5.069	50.34	-24.631	0.1	0.133
15	8	8.312	53.54	-94.481	0.16	0.213
20	11	10.387	55.19	-192.331	0.22	0.293
25	12	11.912	48.14	-327.181	0.24	0.373
30	13	12.887	43.42	-496.031	0.26	0.453
35	14	13.312	42.94	-698.881	0.28	0.533

Leyenda:

Blanco 0,0 g/L ART

So = Concentración de Azúcares reductores Totales "ART" (g/L).

X = Biomasa Neta Producida (g/L).

Y = Rendimiento en base a Azúcares Reductores Suministrados.

P = Productividad del Sistema (g/L.h)

Tabla 2: Relación de las variables (correlación y regresión) de la concentración de azúcares reductores totales de "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor* y la biomasa neta producida, el rendimiento y la productividad de *Candida utilis* var. *major*.

VARIABLES		BIOMASA	RENDIMIENTO	PRODUCTIVIDAD
CONCENTRACIÓN	r	0.996	0.632	0.996
	a	1.057	2.343	0.021
	b	-3.964	20.802	-0.079
	g.l	4	4	4
	α/2	1%	1%	1%
	tc	15.708*	1.554	15.708*
	tt	2.777	2.777	2.777
	Fc	314.734**	1.856	314.734**
	Ft	5.786	5.786	5.786

*Diferencias altamente significativas (1 % error).

**Diferencias muy altamente significativas (1 % error).

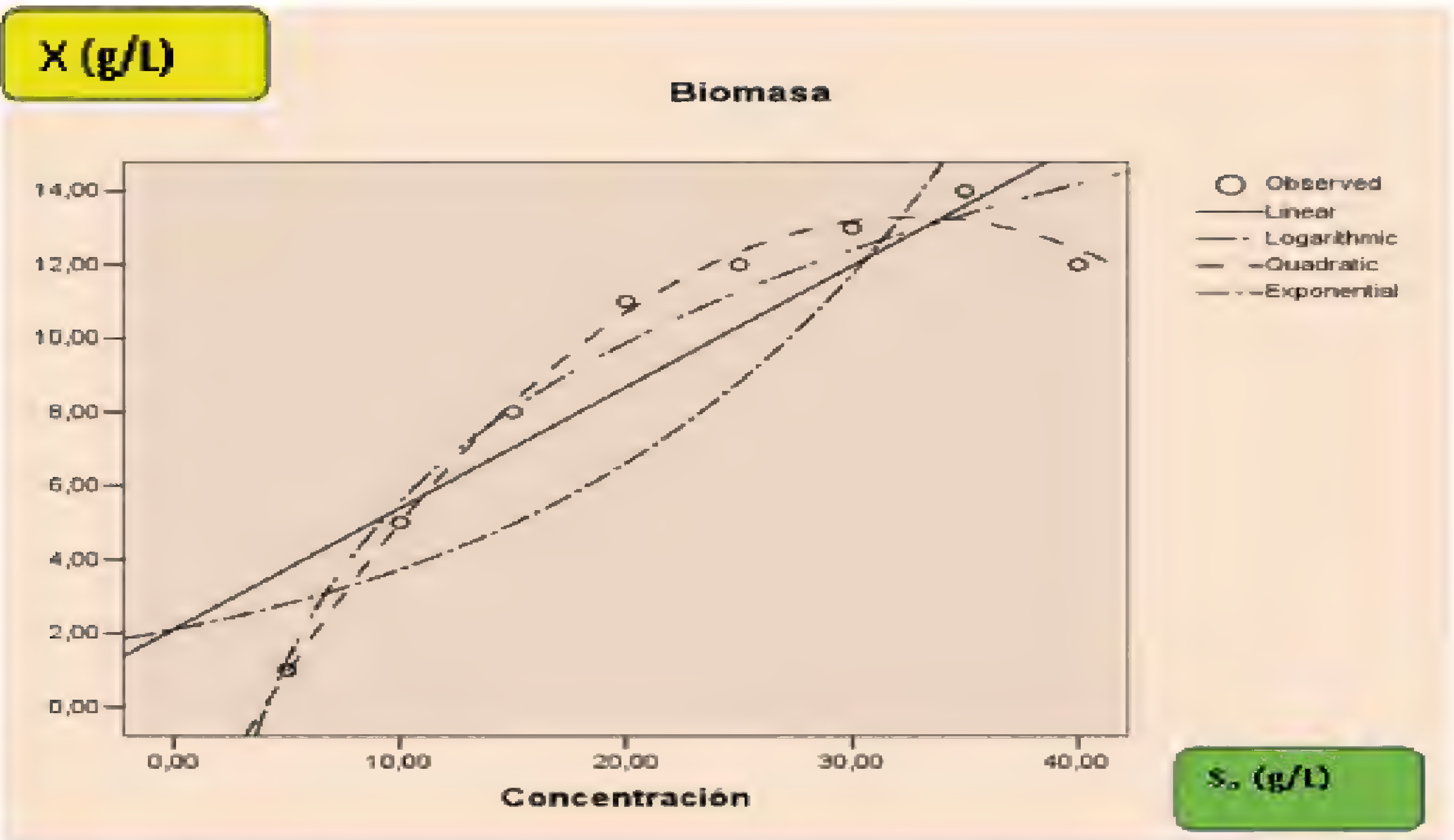


Figura 1:Relación entre la concentración de azúcares reductores totales (ART) suministrados "So" (g/L) de cáscara de *Coffea arabica* var. *catimor* y la biomasa neta producida X (g/L) de *Candida utilis* var. *major*. (Programa Estadístico SPSS).

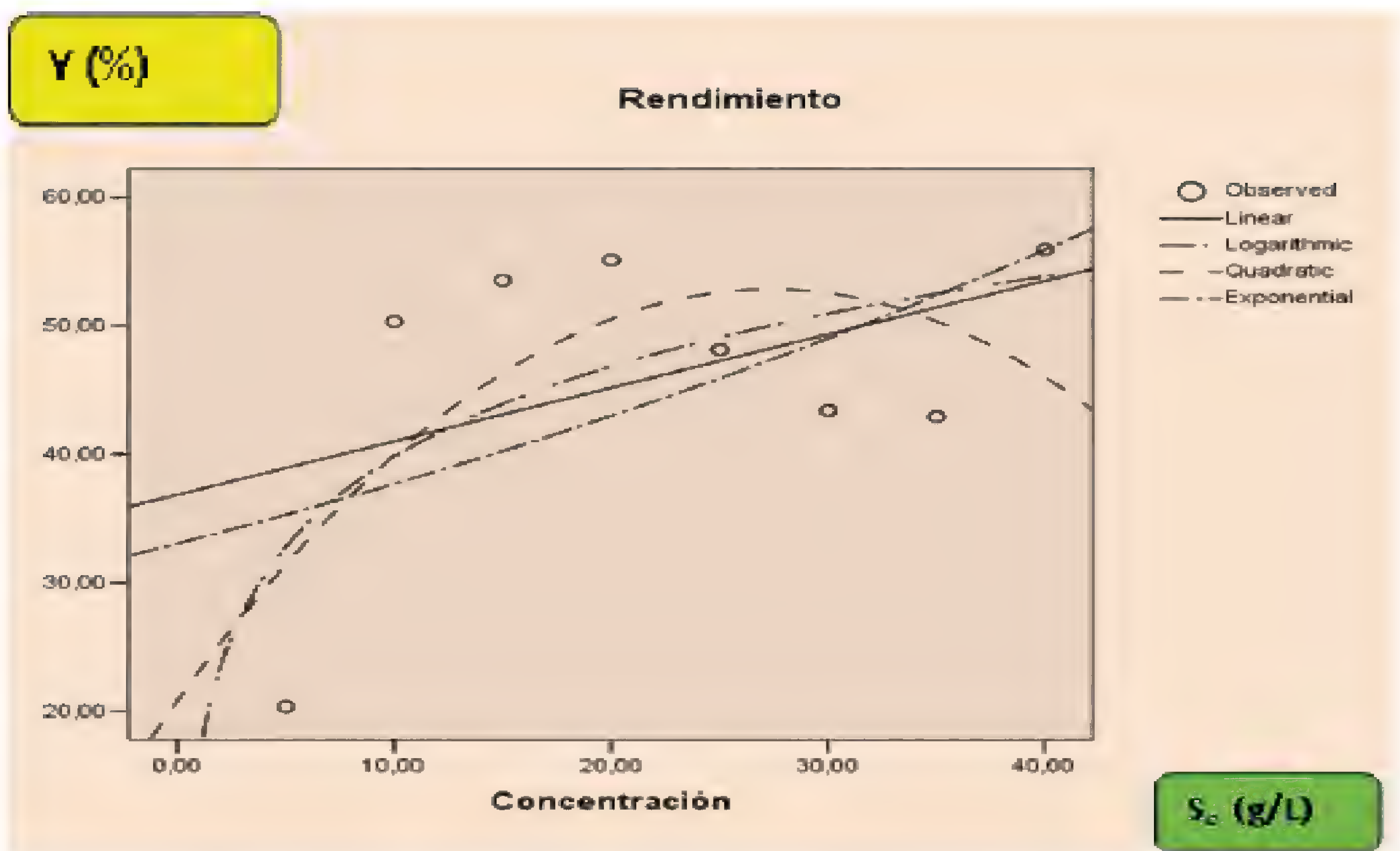


Figura 2:Relación entre la concentración de azúcares reductores totales (ART) suministrados "So" (g/L) de "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor* y el rendimiento "Y" (%) de *Candida utilis* var. *major*. (Programa Estadístico SPSS).

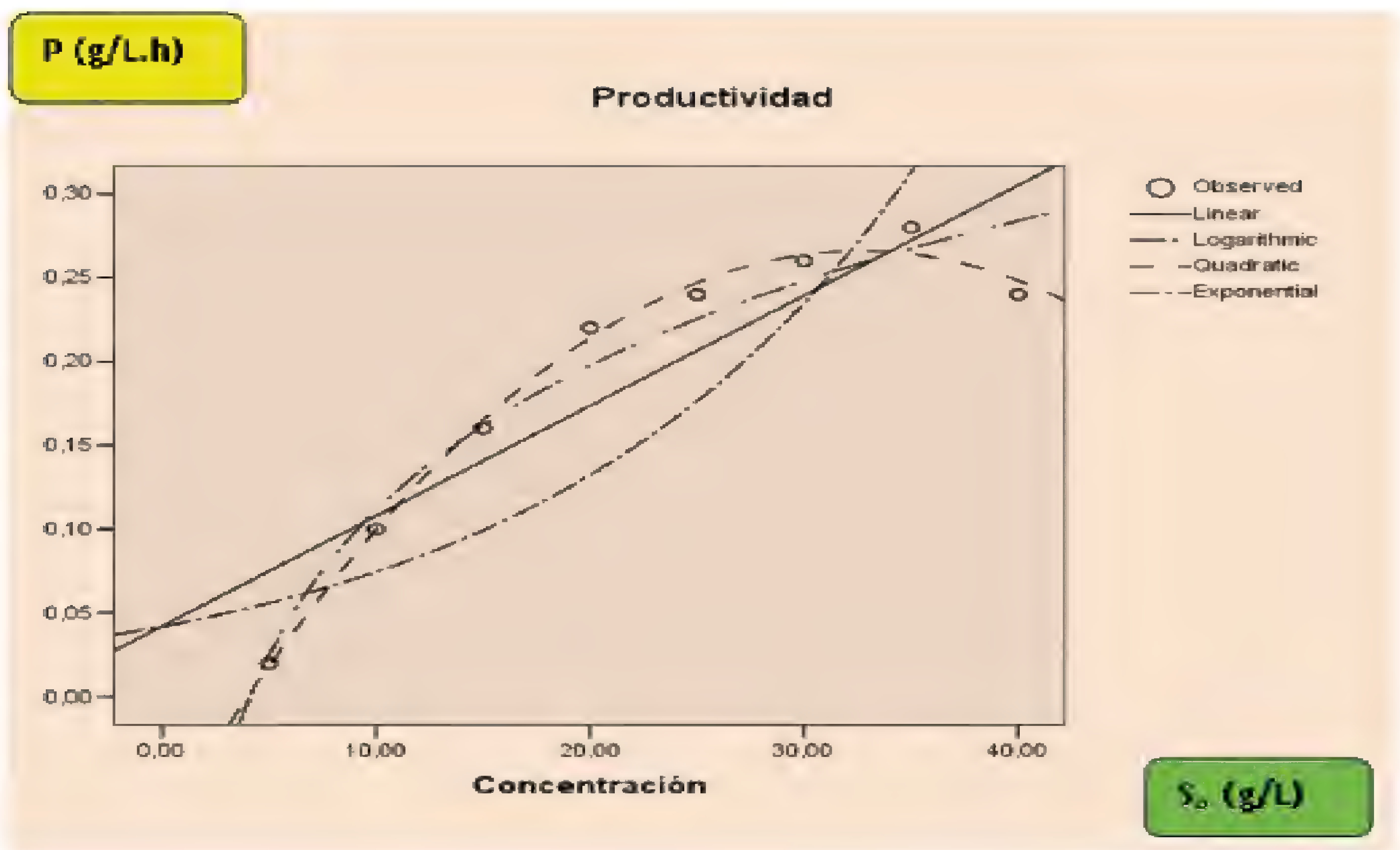


Figura 3:Relación entre la concentración de azúcares reductores totales (ART) suministrados "So" (g/L) de "cáscara de *Coffea arabica* var. *catimor* y la productividad "P (g/L.h) de *Candida utilis* var. *major*. (Programa Estadístico SPSS).

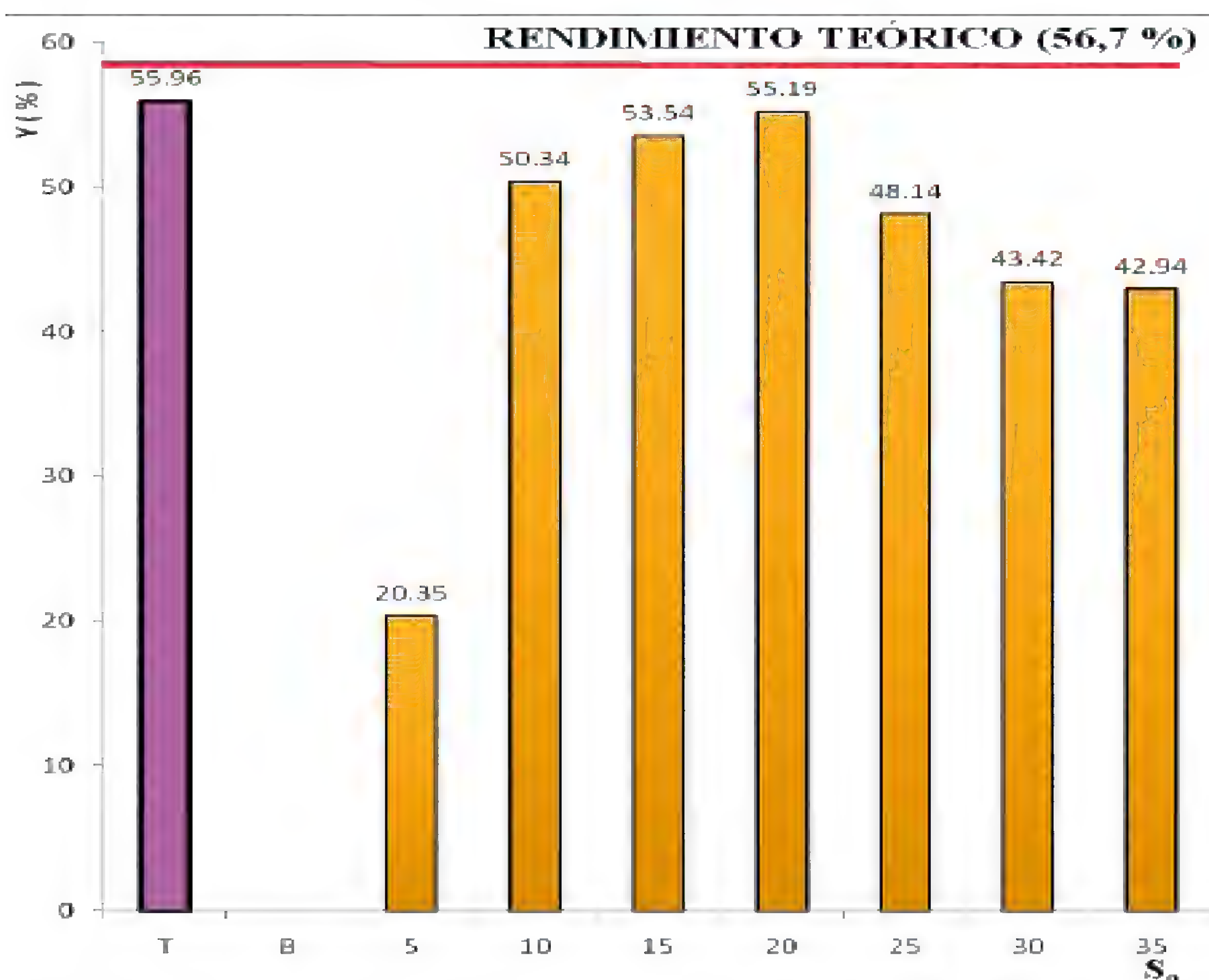


Figura 4: Comparación del rendimiento "Y" (%) Teórico y Experimental de *Candida utilis* var. *major* a diferentes concentraciones de azúcares reductores totales (ART) suministrados "S" (g/L) de "cáscara" de *Coffea arabica* var.*catimor* (Programa Estadístico SPS)

valor más lejano 5 g/L.

Discusión

Para la producción de proteína unicelular de *Candida utilis* var. *major*, es indispensable la adición de fuentes nitrogenadas como fuente de material de construcción celular, y fuentes carbonadas como material energético en el crecimiento microbiano. En ese sentido, en esta investigación se ha utilizado sulfato de amonio 1 g/L (Bailón, 2001; León, 2005), de no ser así, por falta de nitrógeno el crecimiento y la producción de *Candida utilis* var. *major* es baja (Israelidis & Evangelopus, 1980); de igual forma, en el cultivo y producción de proteína unicelular de *Candida utilis* var. *major* constituye un factor influente la concentración de azúcares presentes en el medio de fermentación (Estévez, 1998; León, 2005).

Según la Tabla 2 se observa la relación de variables (correlación y regresión) las que demuestran dependencia de la biomasa neta producida y la productividad y la no dependencia respecto al rendimiento de *Candida utilis* var. *major*, respecto a la concentración de los azúcares reductores totales de la "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor*. Investigaciones anteriores demuestran, que la producción de proteína unicelular de *Candida utilis* var, *major*, está en influenciada por factores como, la composición del medio de cultivo, condiciones ambientales y tipo de microorganismo (Estévez, 1998; León, 2005); en esta investigación, los parámetros ambientales y el microorganismo ha sido mantenidos constantes; en ese sentido, la producción de proteína unicelular de *C. utilis* ha dependido exclusivamente de la composición del medio de cultivo, específicamente de la concentración de los

azúcares reductores totales extraídos de la "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor*.

Respecto a biomasa neta y productividad de *C. utilis* var. *major*, existe diferencias altamente significativas (1 % error), frente a diferentes concentraciones de azúcares reductores totales de "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor*, como se observa en las figuras 1 y 3, según la regresión y la comparación de medias (1 % error) por el método "t", sin embargo, el rendimiento no muestra diferencias significativas, tal como se aprecia en la figura 2 y anexo 10 (Freese, 1998; León, 2005). De acuerdo a esto, la biomasa neta producida de *C. utilis* var. *major*, se incrementa progresivamente conforme se incrementa la concentración de azúcares reductores totales de "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor*; de igual forma ocurre con la productividad, debido al control de ciertos factores, como: la eficiente homogenización, suministro de oxígeno y disponibilidad del sustrato en el medio fermentativo (Estévez, 1998; León, 2005).

El estudio demuestra, que el rendimiento aumenta hasta una concentración de 20 g/L de azúcares reductores totales, decayendo en forma progresiva conforme sigue aumentado la concentración del sustrato, difiriendo este resultado de lo obtenido por León (2005), quien encontró un rendimiento máximo a 15 g/L, utilizando azúcares reductores totales de melaza de "caña de azúcar". Dicho comportamiento tiene que ver con el metabolismo de los azúcares a nivel endocelular, donde los sitios activos de las enzimas transforman a estas moléculas en otros metabolitos energéticos, para el desarrollo y crecimiento celular, indicando que 20 g/L es una concentración de azúcares reductores totales de "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor*, en la que se alcanza una mejor producción, rendimiento y productividad de *C. utilis* var. *major* (Hebert, 1999, León 2005).

Existen varios factores que explican el comportamiento observado, debido a que la efectividad y eficacia del metabolismo del cultivo, está en relación a ciertas condiciones físico-químicas a la cual fue sometida esta población de *C. utilis* var. *major*, por ejemplo: Presencia de ciertas sustancias coloidales, taninos, alcaloides, entre otras, propias de la "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor*, capaces de incrementar el metabolismo celular; efectos de metabolitos secundarios sobre el crecimiento de la levaduras; sin embargo, la densidad poblacional influye sobre el rendimiento de las levaduras sobre el consumo del sustrato, así como inhibición de la actividad enzimática por saturación y sobresaturación de sustrato u otros parámetros; existencia de ciertos gradientes de concentración dentro del cultivo a causa de mezclado y aireación eficiente; además, la presencia de otros nutrientes no azúcares en el sustrato (Leandro, 1981; Quintero, 1981; Torres, 1995; Estévez, 1998; León, 2005).

Estudios realizados a nivel industrial, en el cultivo de *C. utilis* var. *major*, emplearon melaza de "caña de azúcar" diluida al 2 % (20 g/L), obteniendo un rendimiento de 45 % (Estévez, 1998), el mismo que se encuentra muy por debajo del rendimiento teórico 56,7 %; en ese sentido, comparando los resultados obtenidos en la presente investigación, con los valores obtenidos por Estévez (1998) y León (2005), se observa que el rendimiento de *C. utilis* var. *major*, obtenido (55,19 %) es muy superior a 45 % y cercano al encontrado por León (2005) de (55 %) y mucho más cercano al valor teórico (56,7 %).

En ese sentido, la concentración de azúcares reductores totales de "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor*, influenció

significativamente en forma positiva en la producción de *C. utilis* var. *major*, siendo 20 g/L la concentración máxima para lograr el mayor rendimiento (55,19 %), observándose así mismo, que a mayor concentración de azúcares reductores totales el rendimiento decae en 12,25 puntos, siendo un índice negativo económico que produciría si se trabajase a altas concentraciones de azúcares reductores totales de "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor* especialmente a nivel piloto e industrial (Estévez, 1998; León, 2005).

Conclusiones

De acuerdo a los resultados obtenidos, de la influencia de la concentración de azúcares reductores totales de "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor* en la producción de proteína unicelular de *Candida utilis* var. *major* a condiciones de temperatura entre los 25 +/-3 °C; pH de 5,0 – 5,5 y a un flujo de aire de 20 mL/s se concluye:

El incremento de la concentración de azúcares reductores totales de "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor* influye significativamente en el aumento de la producción de proteína unicelular en forma directamente proporcional respecto a la biomasa neta y la productividad de *C. utilis* var. *major*.

El rendimiento de *C. utilis* var. *major* en la producción de proteína celular, se incrementa conforme se aumenta la concentración de azúcares reductores totales de "cáscara" de *Coffea arabica* var. *catimor* hasta un máximo 20 g/L, con el que se alcanza el rendimiento máximo (55,19 %) de *C. utilis* var. *major* posterior a este el rendimiento decae significativamente.

Literatura citada

Bailón, S. 2001. Influencia del Sulfato de amonio, nitrato de potasio y úrea en la producción de proteína unicelular de *Candida utilis* var. *major*. Tesis para optar el grado de Maestro en Ciencias .Mención Microbiología Industrial y Biotecnología. Universidad Nacional de Trujillo. Perú.

Bardales, C. 2009. Extracción de azúcares reductores totales de "peladilla" de *Asparragus officinalis* "esparrago". Arnaldoa 6 (1): 71-73.

Bresanni, R; 2005. Pulpa y pergamino de "café" I. Composición química y contenido de aminoácidos. Costa Rica. 22: 299 -304.

Box, M. 1993. Biotecnología, Agricultura y Alimentación. Ediciones Mundi Prensa. Madrid. España.

Carter, G. 1996. Comercial Biotechnology: An Internacional Analisis. Webered. New Cork. Estados Unidos.

Manual Difco. 1984. Dehidrated cultivo médium and reagent for microbiolgy.10 ed. Edit. Disco Laboratorios. Detroit. USA.

Estévez, R. 1998. Influencia de la concentración de azúcares sobre la producción de levadura torula. Rev. ICIDCA. 7(3) 61-63.

Folin & Wu. 1920, Journal biological chemestry. Vol 41, 367. refereido en Physiological chemestry. Philip H; Hawk, B; Oser,W. Summerson. 12va ed. Edit. The Blackiston Campany. Toronto. Canada.

Freese, F. 1998. Métodos estadísticos elementales para técnicas forestales. Edit. Departamento de agricultura de los Estados Unidos de América. USA.García, M; Quintero, R y López A. 1993. Biotecnología Alimentaria. Edit. Limusa S.A. México.

Gómez, J. 1999. Variación de la concentración de aminoácidos obtenidos a partir de la fermentación de suero láctico con *Kluveromyces fragilis*. Tesis para optar el grado de bachiller en Farmacia y Bioquímica. Universidad Nacional de Trujillo. Perú.

Hebert, D. 1999. Some principles of continues cultura. Recent progress in Microbiology. Edit. G. Tunevall. Canada.

Israelidis, C. & A. Evangelopoulos. 1980. Enzimatic and Mirobial Convertion of Cellulose Agricultural by Products for the Producción of Animal Feed. Etanol and Chemical Cronica, 9, pp. 337 -352.

Kirk, R & D, Othmer. 1998. Enciclopedia de Tecnología Química. Edit. Limusa. Mexico.

León, C. 2005. Influencia de la concentración de melaza de *Saccharum officinarum* L. en la producción de proteína unicelular de *Candida utilis* var. *major* .Tesis para optar el grado de maestro en Ciencias

Biológicas. Universidad Nacional de Trujillo. Perú.

Leandro, A. 1981. Bromatología. Tomo I. 2a edic. Edit. Universitaria de Buenos Aires. Argentina.

Lithfield, J. 1986. Technical, Economic and Market Strategies for Microbial Biomasa Proteins. Elsevier Applied Science Publuishers. Gran Bretaña.

Marchand, G. 1997. Inorganic: Spray torula yeast. www. Tessenderlo.com/c/m120123.htm.

OMS. Organización Mundial de la Salud. 2005. Informe Anual para el año 2005. Washington. Estados Unidos.

Quintero, R. 1981. Ingeniería Bioquímica. Teoría y Aplicaciones. Editorial Alambra Mexicana S.A. México. D.F. México.

Restrepo, J. 1978 Pulpa de "café", composición, tecnología y utilización. Instituto de Nutrición de Centroamérica y Panamá (INCAP). http://www.cedeco.or.cr/documentos/Caracterizacion%20del%20cafe.pdf.

Scragg, A. 1996. Biotecnología para ingenieros. Edit. Acriba. Zaragoza. España.

Torres, A. 1995. Producción de *K. fragilis* ATCC. Concentraciones diferentes de lactosuero de vacuno y estiércol de "cerdo" a temperatura y pH óptimos. Tesis para optar el grado de Maestro en Microbiología Industrial y Biotecnología. Universidad Nacional de Trujillo. Trujillo. Perú.

Arnaldoa 20 (2): 457 - 468, 2013 ISSN: 1815-8242

Identificación de Polimorfismo de Peroxidasas en callos de *Saccharum officinarum* L. obtenidos por organogénesis somática empleando el 2,4-diclorofenoxiacetico.

Polymorphism identification corns peroxidases in *Saccharum officinarum* L. somatic organogenesis obtained by using 2,4-dichlorophenoxyacetic.

Carlos A. Nomberto Rodríguez
Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, PERÚ.
untcarlos@hotmail.com
Carlos León Torres, Steban Ilich Zerpa, Doris Mercado Paredes.
Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, PERÚ.
Cecilia Betzabet Bardales Vásquez.
Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ

Resumen

El presente trabajo se realizó con el objetivo de estudiar el efecto del 2,4-Diclorofenoxiacetico (2,4-D) en la inducción de callos y variabilidad genética en tres variedades de "caña de azúcar" (*Saccharum officinarum L.*) H.32-8560, H.50-7209 y H.57-5174. Para el estudio se formularon tres medios de cultivo *in vitro*, utilizando como base las sales de Murashige-Skoog (1962) y suplementado con el 10uM; 20uM y 30uM de 2,4-D, para cada medio respectivamente. Los resultados evidencian que el 2,4-D muestra un efecto inductor en cada una de las variedades, sin embargo, este efecto depende de su concentración en el medio y la capacidad de respuesta de la variedad empleada. Se determinó que la concentración de 10uM y 20uM tienen mayor capacidad de inducir callos en la variedad H.32-8560 y menor en las otras dos variedades. El análisis del polimorfismo para peroxidasas se realizó mediante electroforesis en gel de poliacrilamida en placa vertical, revelando un polimorfismo de bandas diferente, para cada una de las variedades en estudio. De acuerdo a los resultados en este trabajo se demostró la capacidad del 2,4-Diclorofenoxiacetico para inducir callos y generar variación genética en "caña de azúcar", en las variedades utilizadas en el presente trabajo.

Palabras clave: Polimorfismo, peroxidasa, callos, 2,4-diclorofenoxiacetico, organogénesis.

Abstract

The present I work was I realize for the sake of studying the effect of the 2,4-Diclorofenoxiacetico (2.4 -D) in the induction of corns and genetic variability in three varieties of sugar cane (*Saccharum officinarum L.*) H.32-8560, H.50-7209 and H.57-5174. For the study formulated him three means of cultivation in vitro, using like base Murashige Skoog's salts (1962) and supplemented with the 10uM; 20uM and 30uM of 2.4 D, for each means respectively. The results evidenced than 2.4-D an inducing effect in each of varieties showed , however this effect depends on its concentration in the middle and the capability of answer of the used variety. Was determine that the concentration of 10uM and 20uM have bigger capability of inducing corns in variety H.32-8560 and minor in the others two varieties. The analysis of the polymorphism for peroxidasas was realize by means of electroforesis in gel of poliacrilamida in vertical plate, revealing a different polymorphism of bands, for each of the varieties under consideration. The induce corns and to generate genetic variation in sugar cane, in the varieties used in the present demonstrated the capability of 2.4 itself according to the results in this work .

Key words: Polymorphism, peroxidases, corns, 2,4-dichlorophenoxyacetic, organogenesis.

Introducción

Desde tiempos ancestrales, la "caña de azúcar" ha sido considerada como una planta milagrosa, que aunque originaria del Asia (según los textos históricos de mayor aceptación), hoy se cultiva en más de un centenar de países (predominantemente situados entre los trópicos), de los cinco continentes lo que le confiere categoría de universalidad, gracias al espíritu aventurero y de dominio que el hombre, a través del tiempo, ha ejercido en sus hazañas de exploración, descubrimientos y conquistas de los espacios territoriales del planeta.

Con la Era industrial, la "caña de azúcar" se convirtió en un símbolo de poder y prosperidad económica en los países donde se ha extendido su cultivo, jerarquizando el "azúcar" (principal producto de la "caña"), como la mercancía con mayor poder de negocio o intercambios comerciales para los países que tienen el privilegio de cultivarla, en los últimos 15 años la producción de azúcar en el mundo superó los 50 000 000 TM, destacándose Brasil, Cuba, India, Méjico, como los mejores productores del mundo, el Perú aun cuando su producción

alcanzó las 500 000 TM le permite situarse entre los 20 países. Sin embargo, constituye uno de los cultivos de mayor importancia en la economía del país.

Como es ampliamente conocido, la obtención de tasas de producción y productividad de un cultivo depende de un conjunto de factores que se involucran de una manera compleja entre sí: El disponer de genotipos que aseguren altos rendimientos y gran adaptabilidad a condiciones estresantes externas y probada resistencia a enfermedades, constituye un factor que conlleva a una situación agronómica óptima (Lat *et al.*, 1993).

El mejoramiento tradicional de la "caña de azúcar", se realiza mediante la producción de híbridos. No obstante, este procedimiento requiere de 10 a 15 años y variedades de comprobada adaptabilidad y rendimiento obtenido a través de éste proceso, han mostrado con el tiempo susceptibilidad a enfermedades introducidas. Es así, que con el uso de técnicas de cultivo *in vitro* e inducción de mutaciones, se puede en corto tiempo inducir en estas plantas características de interés, como la resistencia a enfermedades tal como al "mosaico de la caña de azúcar" (SCMV), sin alterar las de comprobada adaptabilidad y rendimiento. Todo mejoramiento de una planta, consiste sin duda alguna, en la mejor utilización de la variabilidad (Gonzáles, 1983).

La variación genética constituye la materia prima de los organismos vivos sobre los cuales ha influido la evolución natural y/o la evolución dirigida que el hombre ha realizado para beneficio. Con la elucidación de consideraciones teóricas de tipo y dosis de mutágenos y la manera de presentarse las mutaciones genéticas, la mutagénesis, se convirtió de una excentricidad a una herramienta de mejoramiento. La aplicación de mutágenos puede incrementar la frecuencia de mutaciones y permite al mejorador usarlas dentro de ciertos límites. (Rodríguez-Garay & Barrow, 1992).

La primera limitación para la aplicación de mutágenos, es impuesta por el genoma pre-existente. Una limitante adicional de ésta técnica es que los mutágenos que se utilizan actualmente no pueden ser dirigidos a un gen específico. Los mutágenos afectan la estructura molecular del ADN, pero muchos de estos cambios inducidos pueden ser reparados antes de que se manifiesten como mutación (mutaciones génicas, translocaciones y otras aberraciones cromosómicas), (Santana *et al.*, 1996; Morela *et al.*, 2002; Florido *et al.*, 2002).

El uso de las técnicas de cultivo *in vitro*, han permitido la recuperación de mutaciones ocurridas en células somáticas, cuando éstas son sometidas a la acción de agentes mutagénicos, tales como radiación y sustancias químicas. Esto se debe a que el cambio ocurrido en una célula puede ser expresado en todas las células del organismo, cuando ésta es capaz de regenerar una planta vía embriogénesis somática. En "caña de azúcar", se han evaluado los cambios ocurridos por mutágenos en plantas regeneradas a partir de callos por variación somaclonal (Anzidei & Bennici, 2000).

En los últimos 20 años, se han desarrollado investigaciones que conllevan a evaluar el efecto de diferentes fitohormonas en la inducción de callos en gramíneas y la posterior regeneración de plántulas de los mismos, así, se ha empleado la auxina 2,4-diclorofenoxiacético en concentraciones de 13 uM, 22 uM, 30uM; la bencylaminopurina (BAP) a 22 uM, y 30uM; el Ac. indolacético a 10uM, y 20uM,

(Irvene, 1983; Chen, 1988; Taylor, 1992; Larkin, 1993).

La auxina 2,4 –Diclorofenoxiacético, (2,4-D), ha sido reconocida, como el regulador de crecimiento más efectivo, para inducir el proceso de inducción de callos somáticos en "caña de azúcar", así como, la capacidad de generar mutaciones, y en muchas otras familias de plantas superiores, sin embargo, en "caña de azúcar" no todas responden de manera eficiente a la inducción de callos, así tenemos, que al cultivar la variedad venezolana PR-62258 en un medio conteniendo 13 uM del 2,4-D, en oscuridad y a 25º C se obtiene un 70% de callos organogénicos y 30% no organogénicos. Al cultivar las variedades V. 78-1 y V. 75 – 6 en un medio con la misma concentración del 2,4-D los porcentajes de inducción de callos son muy inferiores (Larkin, 1993).

Con la finalidad de inducir mutaciones en "caña de azúcar" (*Saccharum* sp.) se ha empleado la técnica del cultivo de callos generando una variabilidad génica denominada variación somatoclonal. Esta puede ser generada e incrementada por varios ciclos de subcultivos de los callos por períodos largos de tiempo y mediante selección *in vitro*. Esta variación ocurre debido a mutaciones puntuales, rearreglos cromosomales, mutaciones del ADN y elementos transposables. Se ha demostrado que la diferenciación de tejido de callo de "caña de azúcar" ocurre a partir de células individuales; por lo que, desde el punto de vista de la inducción de mutaciones, esto representa una ventaja, ya que permite la recuperación de mutantes completos y no tejidos quiméricos como usualmente ocurre cuando se aplican agentes mutagénicos a propágalos vegetativos (Santana *et al.*, 1992; Jain., 2001).

El uso de agentes mutagénicos en cultivos *in vitro* tiende a aumentar la tasa de mutación por encima de la variación somaclonal observada sólo en cultivo de tejidos. Así, estos agentes pueden ser físicos como: fotoperiodos, rayos gamma, rayos "X", temperatura, químicos como metanosulfonato, azida de sodio, bromonaftaleno, 2,4-diclorofenoxiacético. Este último agente químico (2,4-D), a concentraciones de 2 a 10 mg/L., es capaz de generar variación génica en "papa" (*Solanum tuberosum*), "arroz" (*Oryza sativa*), "sorgo" (*Sorghum bicolor*), "trigo" (*Triticum aestivum. L*), "caña de azúcar" (*Saccharum officinarum L*) (Gutiérrez *et al.*, 2002; Morela *et al.*, 2002); (Portieles *et. al.*, 2003).

Los efectos que sufren las células vegetales por los agentes físicos y químicos, aplicados en los medios de cultivo *in vitro,* pueden ser de un amplio espectro, tal como la generación de ruptura de cromosomas, delecciones, adiciones, translocaciones, duplicación de cromosomas, que de alguna manera generan un cambio genético en la célula, que puede ser expresado o quedar como una mutación silenciosa. Las variaciones genéticas generadas en las células, actualmente se les puede identificar empleando técnicas moleculares tales como: reacción en cadena de la RNA-polimerasa, (PCR), polimorfismo de la longitud de los fragmentos de restricción, (RFLP), polimorfismos de número variable de repeticiones en tandem (VNTR), de la longitud de los fragmentos amplificados (AFLP), secuencias simples repetidas (SSRs), o polimorfismos en tandem cortos repetidos (STRs), a nivel de ADN y de proteínas, electroforesis en gel de poliacrilamida, (Figueroa & Shugurensky, 2002; Francia *et al.*, 2001; Shugurensky & Diaz. 2001; Altube *et. al.*, 2003; Riscos *et. al.*, 2003; Arancibia *et. al.*, 2006).

Una herramienta útil para obtener

información acerca de la identidad de las plantas es la utilización de marcadores moleculares, como las isoenzimas (peroxidadas, esterasas, fosfatasas, entre otros) El análisis de isoenzimas en diferentes etapas del cultivo *in vitro* puede ayudar a develar los cambios fisiológicos o bioquímicos subyacentes al proceso de diferenciación y su aplicación como marcadores de ciertas rutas de regeneración *in vitro* de gran utilidad. Muchos son los trabajos realizados donde se han establecido patrones iso enzimáticos característicos asociados con un estado de diferenciación, tales como en "maíz" (*Zea mayz*), "cebada" (*Hordeum vulgarys L.*), "cafè" (*Coffea arabica L.*), "tomate" (*Solanum lycopersicum*), "mango" (*Mangifera indica L.*), "arroz" (*Oryza sativa*), "pitajaya amarilla" (*Acanthocereus pitajaya*). (Waldron *et al.*, 2008).

Basándonos en todos los antecedentes encontrados sobre mejoramiento de plantas de carácter agroindustrial, mediante la técnica de cultivo de callos *in vitro*, cultivados en medios conteniendo sustancias mutagénicas y la identificación correspondiente del efecto mutagénico mediante el análisis de marcadores moleculares, se planteó el siguiente proyecto de investigación, empleando para ello como planta de estudio la "caña de azúcar" (*Saccharum officinarum L.*) de las variedades H.32-8560, H. 50-7209 y H.57-5174, plantas que en la actualidad las empresas azucareras poco las están tomando en cuenta para la producción de azúcar, prefiriendo importar variedades de Colombia y Venezuela, por presentar características agronómicas no deseadas para estas empresas agroindustriales.

Materiales y métodos

En el presente trabajo, se emplearon las variedades H.32- 8560, H.50-7209 y H.57-5174 de "caña de azúcar", provenientes de la Empresa Agroindustrial de Chiquitoy-Trujillo-Libertad–Perú.

Generaciòn de brotes: Se tomaron segmentos de tallos (25 cm) de las variedades en estudio los cuales se les sometió a lavado con agua corriente a una temperatura de 60º C, y fueron colocados en depósitos con agua para inducir la formación de brotes.

Obtención del explante: Logrado los brotes de los tallos se tomaron segmentos de 5 a 10 cm de longitud a partir de la base los que fueron sometidos a un proceso de desinfección con alcohol al 70% por 2 min. Luego se enjuagó con agua destilada estéril por tres veces consecutivas y se lavó con hipoclorito de sodio al 2,5% por 15 min. y finalmente se procedió a enjuagar como en el paso anterior, (Nomberto & Mercado, 1999).

Toma y siembra de la muestra: De los explantes debidamente desinfectados se procedió a obtener pequeños discos de aproximadamente 0,3 cm de espesor dentro de una placa petry y con escalpelo debidamente esterilizados. Estos pequeños discos son sembrados en los medios correspondientes. Todo este proceso y al anterior se realizó tomando todas las precauciones de asepsia dentro de la cámara de siembra.

Preparación de los medios de cultivo: Los tres medios que se prepararon, fueron formulados en basa a las sales de Murashige-Skoog (1962), suplementados con sustancias orgánicas además del 2,4-D constituyéndose en los medios "A", "B" y "C" para cada una de las variedades en estudio, (Murashige & Skoog, 1962). Los medios preparados fueron repartidos en alícuotas de 8 ml en tubos de ensayo, se sellaron con papel de aluminio y esterilizados a calor húmedo en autoclave a

121° C, a una Atm., 15 Lb. de presión por 15 min. al término del cual se guardó hasta el momento de la respectiva siembra.

Condiciones de incubación: Colocados los explantes dentro de los tubos conteniendo los medios estériles se pusieron a incubación entre 28 y 30° C., un fotoperiodo lux/oscuridad (16/08 Hrs.) y una radiación de 1,500 lux con luz blanca de fluorescentes de 30 W. (Nomberto & Mercado, 1999).

Extracción de las peroxidasas: Los extractos crudos se prepararon a partir de muestras de: a) callos organogénicos de color verde o marrón oscuro y aspecto mucilaginoso, compactos y provistos de yemas caulinares las cuales fueron removidas antes de tomar la muestra. Las muestras se homogenizaron a 4° C en mortero con buffer Tris/HCl 0,1M Ph= 6,8 + 2% de glicerol + 1% de beta-mercaptoetanol + 1% de azul de bromofenol; en relación 0,1 g. peso fresco/mL. Los homogenizados se centrifugaron a 14,000 rpm por 10 minutos y se conservan a baja temperatura, (0° C). (Soto *et al.*, 2003).

Identificación de las isoenzimas: La variación genética ocasionada por el mutagénico (2,4-D) se identificó empleando electroforesis en gel de poliacrilamida en un buffer discontinuo adaptado para una electroforesis vertical en placa. La electroforesis se llevó a cabo según Akhtar, (1988) Centro Internacional de Agricultura tropical (CIAT) Colombia

Resultados

Los resultados obtenidos, en lo que se refiere a la acción del 2,4-D en la inducción de callos, se pueden observar en la Tabla N° 1, en donde se presenta el porcentaje de callos formados en cada una de las repeticiones en los diferentes medios a los cuales fueron expuestas las variedades en estudio. Así, la formación de callos se inicia entre la sexta y sétima semana de sembrado los explantes, siendo la Var. H.32-8560, cultivada en el Medio "A" "B" la que mostró callos con características propias de callos organogénicos.

Los callos obtenidos en los explantes de las variedades H.50-7209 y H.57-5174 en el mismo tiempo, presentaron las mismas características de callos organogénicos. Sin embargo, podemos observar que el porcentaje obtenido en el medio "A" en la var. H.50-7290 es igual al porcentaje en la variedad H.32-8560 en medio "B". Del mismo modo, se puede apreciar, que con el medio "C" ambas variedades presentan un porcentaje bajo en el medio "C". Analizando los resultados de formación de callos en la var. 57-5174, observamos, que los porcentajes en los tres medios empleados son muy bajos con respecto a los resultados en las otras dos variedades empleadas, sin que éstos no presenten las mismas características organogénicas.

Las muestras para la electroforesis fueron tomadas de los callos generados con el Medio "A" para las tres variedades en estudio, por presentar las mejores características organogénicas. Mediante la electroforesis, se determinó la acción mutagénica del 2,4-D en los explantes sembrados de las var. H.32. 8560, H.50-7209 y H.57-5174. El análisis de los zimogramas (Fig. 1), indica la presencia de los diferentes perfiles de las isoenzimas de peroxidasas que presentan las muestras con o sin tratamiento.

El análisis de los zimogramas para peroxidasas (PRX), reveló que la variedad H.32-8560 (1) presenta CINCO bandas y esta misma variedad (2) sin tratamiento posee SIETE bandas. En la variedad H.50-

Tabla 1. Porcentajes de formación de callos en explantes de *Saccharum officinarum* L. var. H.32-8560, H.50-7209 y H.57-5174 a las seis semanas de cultivo.

Repeticiones	Nº de explantes	M E D I O S								
		A	B	C	A	B	C	A	B	C
1	50	70	30	05	40	30	10	22	10	09
2	50	75	40	07	30	25	08	16	15	07
3	50	80	35	04	35	32	06	15	07	08
	150	75	35	5,3	35	29	08	17,6	10,6	08



Fig. 1: Electroforesis de peroxidasas de tres variedades de "caña de azúcar" (*Saccharum officinarum* L.) H.32-8560; H.50-7209 y H.57-5174 sujetas a la acción del 2,4-D.

7209 con tratamiento (3) se revela CUATRO bandas, mientras que sin tratamiento (4) presenta CINCO bandas. Asimismo, la variedad H.57-5174 con tratamiento (5) posee CINCO bandas y sin tratamiento (6) posee seis bandas.

Los patrones (zimogramas) de las muestras se confeccionaron dando el número 1 a la banda más lenta. Se calcularon los rf como el valor de la migración de cada banda con relación al frente del corrido electroforético.

Discusión

Según la Tabla Nº 1 se aprecia que los explantes de las variedades en estudio, sembrados en el medio "A" suplementado

Tabla 2. Valores de rf correspondiente a las bandas electroforéticas de peroxidasas, de tres variedades de "caña de azúcar" *S. officinarum* L. tratadas y no tratadas con 2,4-D.

(C. T.) Sujeta a tratamiento con el 2,4 D.

(S. T.) Sin tratamiento con el 2,4 D.

Var.H.32.8650		Var. H.50-7212		Var.H.57-5174	
(C. T)	(S. T.)	(C. T.)	(S.T.)	(C.T)	(S.T.)
0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
0,9	0,9	0,9	1,5	1,5	1,5
1,0	1,9	2,2	1,5	2,0	1,9
2,6	2,5	3,8	3,7	2,6	3,5
4,9	3,9	---	4,9	3,7	3,7
---	4,4	---	---	---	4,6
---	4,9				

con 10uM de 2,4-D, tienden a generar callos en un porcentaje de 75 %, 35 % y 17,6% en cada una de las variedades en estudio, asi mismo, en relación a la respuesta al 2,4-D, en concentraciones de 20uM, se aprecia que el porcentaje de callos formados en la variedad H.32-8560 coincide con la variedad H.50-7209. Este efecto inductor de callos por el 2,4 D es coincidente con trabajos realizados en otras plantas tales como "trigo", "papa", "cebolla", "palto" y en especial en "caña de azúcar", evidenciando su capacidad de inducir proliferación celular, tal como lo demuestran los trabajos realizados por Gandonow *et al.* (2005). Sin embargo, la respuesta con el medio conteniendo 30uM del 2,4-D, en las tres variedades en estudio, es de 5,3%, 085% y 08% respectivamente. Estos resultados son coincidentes con los obtenidos por Larkin & Scowcraft, (1981) al trabajar con "arroz", "papa" y plantas forrajeras en altas concentraciones de 2,4-D.

Por otro lado, los resultados obtenidos mostraron que el 2,4-D tiene efecto estimulante en la formación de callos en el tejido foliar de "caña de azúcar" con características organogénicas. Estos resultados son coincidentes a los obtenidos por Marcano, (2002) en variedades venezolanas V. 78-1 y V. 75–6, cuando emplea 2,4-D en concentraciones de 22,5 uM obteniendo callos con características organogénicos en un porcentaje de 10% y 30%, muy similares a los logros en el presente trabajo al emplear 20 uM de 2,4-D en las variedades H.32-8560 y H.50-7209. Al emplear 31,5 uM del 2,4-D en las variedades venezolanas encontró, que la inducción de callos está entre 30% y 50%, porcentaje que difiere con los obtenidos en el presente trabajo, los cuales se encuentran entre el 08% y 10% en las tres variedades en estudio. Está demostrado que el 2,4-D genera mutaciones génicas y cromosómicas, que son causa en muchas plantas de que no se produzca rediferenciaciòn celular (Federico, 2005; Larki, 1993).

Consideramos, que los resultados obtenidos pueden haber sido influenciados por factores extrínsecos, tales como, la temperatura, tipo de radiación, fotoperíodo; asimismo, por el trauma sufrido al momento de la extracción del explante factores entrínsicos, se pueden considerar el padrón genético de los clones utilizados en el presente trabajo son descendentes

de unos pocos clones ancestrales o de fundación como también se les denomina (Deren, 1995)

Muchos investigadores han identificado clones de azúcar por electroforesis de isoenzimas, pero no existen evidencias que relacionen la estabilidad genética de la planta obtenida por micropropagación y la donante (Waldron *et. al.*,1971; Felmann, 1985).

Del análisis del zimograma de peroxidasas en nuestro trabajo podemos observar, que se revelaron bandas comunes, para las tres especies en estudio, así como también, bandas diferentes dentro de las especies con tratamiento y las sin tratamiento del modo siguiente: CINCO bandas para la var. H.32-8650 con tratamiento y SIETE bandas sin tratamiento; CUATRO bandas para la var. H.50- 7209 con tratamiento y SEIS sin tratamiento y en la var. H.57-5174, CINCO bandas con tratamiento y SEIS sin tratamiento. Schugurensky & Díaz (2001), trabajando en variación somatoclonal con subcultivos de callos (10 ciclos), la var. RA.87-2 obtuvo SIETE bandas, semejante a la var. H.32.8650 sin tratamiento; con la var. LCP-85-376 revela CINCO bandas semejante a la var. H.32-8650 con tratamiento así como en la var. H.50-7209 sin tratamiento y a la var. H.57-5174 con tratamiento. Al emplear la var. LCP.85-384 reveló CUATRO bandas semejantes a las obtenidas en la var.H.50-7209 con tratamiento. Estos resultados, revelan que ambas técnicas tienden a producir el mismo efecto en las variedades estudiadas en ambos trabajos; sin embargo, no se descarta la posibilidad de que el 2,4-.D pueda haber generado mutaciones de otros tipos y a otros niveles de las células (Heing & Mee, 1971; Irvin *et al.*, 1991; Taylor *et al.*, 1995).

Analizando los rf. de las bandas de nuestro zimograma con los rf de los zimogramas de peroxidasas en *Persea americana* Mill ("Palto") var. *mejicana* y duke-7 obtenidos por Figueroa & Shugurensky (2002), para la identificación de porta injertos y empleando la técnica de identificación de isoenzimas por electroforesis, observamos que la var. *mejicana* presenta NUEVE bandas de las cuales UNA de ellas presenta un rf de 2,6 semejante a las que presentan la var. H.32-8560 y la var. H.57-5174 con tratamiento y otra banda de rf 3,9 que semejante a la revelada en la var.H.32-8560 sin tratamiento. Asimismo, la var. duke-7 presenta UNA banda de un rf = 1,9 , semejante a la que presenta la var. H.32-8560 y la var. H.57-5174 con tratamiento (Figueroa & chugurensky, 2002).

Las peroxidasas son codificadas por una familia compleja de genes. En las angiospermas se agrupan en pequeñas familias, destacando cat-1 y cat-2 (codificados en el cromosoma 1 de *Arbidopsis thaliana*) y cat-3 (en el cromosoma 4). La similitud de los cultivares revelados por la electroforesis de peroxidasas nos permite establecer una relación de proximidad genética entre los cultivares en el presente estudio, con tratamiento como sin esté. Sin embargo, el número de bandas en las vars. H.32-8560 con tratamiento muestra dos bandas menos que la muestra sin tratamiento, este comportamiento se presenta en las otras variedades en estudio. Los hallazgos encontrados por otros investigadores establecen que estas variaciones se deben a efectos de mutaciones múltiples como: fraccionamiento de cromosomas, delecciones, inducciones, mutilaciones, transposiciones, entre otros. que de una u otra manera los locis que codifican las peroxidasas se encuentran afectados (Santana *et al.*, 1992; Jain, 2001).

Conclusiones

El 2,4- Diclorofenoxiacetico (2,4-D) es una auxina estimulante de la formación de callos en *Saccharum officinarum* L., "caña de azúcar", Las variedades en estudio presentan diferentes sensibilidades a la inducción de formar callos a diferentes concentraciones del 2,4-D. Los zimogramas de las tres variedades en estudio con tratamiento, muestran polimorfismo de peroxidasas diferente al polimorfismo de las variedades con tratamiento. La técnica de electroforesis para isoenzimas permite detectar diferencias entre accesiones. Las variedades H.32-8650 y H.57-5174 sin tratamiento muestran un mayor polimorfismo de peroxidasas.

Literatura citada

Akhtar, H.; W. Buashuk. 1988. A practical guide for electrophoretic of isoenzumes and proteins en cassava, field beens and forage legumes. CIAT. Colombia.

Altube, H.; R. Rivata; M. Ontivara & R. Tahorda. 2003. Caracterización de variedades de "Almendro" (*Prumus amigdalus* Batsch) mediante el polimorfismo enzimático. ITLA (2003) Vol. 99, Nº 2. 208-213. Argentina.

Anzidei, U. & A. Vennici. 2000. Organogenesis and somatic embriogenesis in: *Foeniculum vulgare.* Histologie observation of developing embriogenic callus. Plant cell tissue. 61: 69-79

Arancibia, H.; M. Delgado; O. Coto & H. Garcia. 2006. Caracterización molecular de variedades cubanas de "caña de azúcar", (*Saccharum* spp.) mediante AFLP. Revista Fonotécnica Mexicana. Vol. 29, Nº 001, pp. 19-25.

Chen, J.; M. Davey & J. Power. 1988. Control and maintenace of plant regeneration in sugarcane callus cultures. J. Exp. Bot. 39: 251–255.

Deren, C. W. 1995. Genetic baza of maia lend sugarcane Crop. Sci. 35: 1195–1199.

Federico, A.; M. Gutiérrez & Oliva-Llaven. 2005. Selección de genotipos de "caña de azúcar" usando características de cultivo de callos. Agrociencia. 46: 605–611.

Felman, P. 1985. Identification varietales de la canne à sucre (*Saccharum* ssp.) par è electrophores d`isozymes. L`Agronomic Tropicale, 40: 124–128.

Figueroa, M. & A. Schugurensky. 2002. Identificación de isoenzimas de porta injertos de "palta" (*Persea americana* Mill), Agro. Surv.30 Nº 2 Valdivia. Tucumán. Argentina.

Florido, M.; M. Alvarez; D. Plana & A. García. 2002. Patrones electroforéticos de peroxidasas, catalasas, superoxidismutasas y proteínas totales en plantas de "tomate" (*Lycoperssicon esculentum* Mill). Sometidos a estrés de temperatura. Cultivos Tropicales , Vol. 23, Nº 1 pg. 45–48.

Francia, F.; A. Schmidt & M. Fuches. 2001. Electroforesis de proteínas hidrosolubles e isoenzimas para caracterización de clones de "yuca" (*Manihot esculenta*). Investigadores INIA. Centro Nacional de Investigadores Agropecuarios, Apdo. 4653. Maracay 2101. Aragua. Venezuela.

Gandonow, Ch.; J. Abrini; M. Idaomar & S. Senhaji. 2005. Response of sugarcane (*Saccharum* sp) varieties to embryogenic callus induction and in Vitro SALT stress. African Journal of Biotecnology, Vol.4(4) pg. 350–354.

Gonzales, V. 1983. El mejoramiento genético de la "caña de azúcar" en Venezuela (1961 – 1981). I. Selección de variedades venezolanas. Caña de azúcar. Venezuela 1(12): 41–56.

Gutiérrez, A.; F. Santacruz; L. Cabrera & B. Rodríguez. 2002. Mejoramiento genético de plantas *in vitro.* E. GNOSIS (online) Vol. 1 Art. 4. Guadalajara – México.

Heinz, D. & G. Mee. 1971. Morphologic, cytogenetic and enzimatic variation in *Saccharum* species hibrid clones derived from callus tissue. American Journal of Botany, 58(3): 257–262.

Hussain, A. & W. Bushuk. 1988. A practical guide for electrophoretic análisis of isoenzimes and protein in cassava, field beans and forage legumes. Food Science Departamen University of Manitota Winnipeg, Manitota- Canada.

Irvene, J.; M. Fitch & P. More. 1983. The inductionof callus in sugarcane tissue cultures by selected chemical. Plant cell. Tiss. Org. Cult. 2: 141–149.

Irvin, J.; T. Benda; L. Legendre & R. Machado. 1991. The frecuency of marker changes in sugarcane plants regenerate from callus culture. Plant Cell Tissue and Organ Culture. 26: 115–125.

Jain, J. 2001. Tissue culture-derived variation in crop

improvement. Euphytica 118 (2): 153–166.

Larking, P. & W. Scowcraft. 1993. Somaclonal variation a novel improvement . En: Genetic Engineering of plant. T. Kosugge, C. P. Merdit,A. Hollacenter / Edit) New Cork, pg. 289–314.

Lat, J. & M. Landin. 1993. Agronomic performance of sugarcane clones derivated from callua tissue. Phillips, J. Crop. Sci. 1: 117–123.

Marcano, A.; P. Molina, M. Oropeza & E. García. 2002. Optimización del proceso de embriogénesis somática en variedades venezolanas de "caña de azúcar". Acta Científica Venezolana, 55: 251–257.

Morel, F.; V. González; S. Castroni & E. Díaz. 2002. Efecto de la radiación gamma sobre la diferenciación de planta de caña de "azúcar" a partir de callos. Agronomía Trop. Vol.52 (3): .

Murashige, T. & F. Skoog. 1962. A revised medium for rapad growth and bio assys with tabacco culture. Physiol Plant 15: 473 – 495.

Nomberto, C. & D. Mercado. 1999.- Regeneración de plantas de "caña de azúcar" (*Saccharum officiarum* L) a través del cultivo de callos *in vitro* Lab. de Biotecnología Vegetal. Fac. Ciencias Biológicas. UNT. Trujillo-Perú.

Portieles, R.; R. Rodríguez & M. Cornide. 2003. Cytogenetic characterization al new clones of the *Saccharum complex*. Revista.Cultivos Tropicales, 3:21 (1)

Riscos, J.; J. Victoria & F. Angel. 2003. Diversidad genética de "caña de azúcar" (*Saccharun spp.*) usando marcadores moleculares. Laboratorio de Biotecnología CINECAÑA A.A. 9138 Cali – Colombia. E. mail: fangel@cinecana.org.

Rodríguez-Garay, B. & J. Barrow. 1992. La biotecnología vegetal en el mejoramiento genético, En: Álvarez de la Cuadra J. J. Biotecnología hoy. CONACYT – CIA. TEJ. A. C. pg.157–172.

Santana, I.; O. Nodarse; A. Díaz & R. Blanco. 1992. Selección de subclones resiste al "virus del mosaico" de la "caña de azúcar" (SCMV) a partir de la variedad C. 236-51. "Caña de azúcar". 10(2): 71–78. La Habana – Cuba.

Santana, I.; O. Nodarse; A. Arencibia & A. Rodríguez. 1996. Utilización del alfa bromonaftaleno en la inducción de mutaciones en cultivos de tejidos de "caña de azúcar". Caña de Azúcar. Vol. 14(1) 3–14.

Schururensky, A. & L. Díaz. 2001. Identificación de clones micropropagados de "caña de azúcar" (*Saccharum* sp.) por electroforesis de isoenzimas. Rev. Fac. Agron. (LUZ) Vol. 18: 176–186.

Soto, M.; M. Faloci & M. Medina. 2005. Expresión diferencial de beta esterasas y peroxidasas en callos organogénicos y no organogénicos de *Arachis pinoti* obtenidos *in vitro*. Comunicaciones Científicas y Tecnológicas, Corrientes – Argentina.

Taylor, W.; H. Ko; S. Adkins & R. Rathus. 1992. Establishment of embriogenia callus and high protoplas yielding suspensión cultures of sugarcane, (*Saccharum* sp. Hybrids). Plant Cell, Tiss. Org. Cult. 28: 69–78.

Taylor, W.; J. Geijskes; O. Oko; A. Fraser & R. Henry. 1995. Sensitivity of random amplified polymorphie DNA. análisis to deted genetic chance in sugarcane during tessue culture. 90 (1): 169–173.

Waldron, J. & K. Glaziou. 1971. Isozymes method of varietal identication in Sugarcane. Proc. ISSCT. 14: 249–256.

INSTRUCCIONES A LOS AUTORES

PERFIL EDITORIAL

Arnaldoa es una publicación abierta a trabajos científicos originales y revisiones de botánica pura o aplicada en sus diversas áreas: Sistemática y taxonomía de plantas avasculares y vasculares, morfología, citología y genética, corología y ecología, etnobotánica, biología reproductiva, estructura y desarrollo, microbiología y parasitología, ficología, micología, zoología.

La edición de los artículos se efectúa en 4 etapas:

1. Evaluación de la calidad y presentación del manuscrito original a cargo del Comité Editorial. Los artículos que no se ajusten a las normas editoriales serán devueltos antes de evaluar su contenido.

2. Evaluación del fondo o contenido del manuscrito a cargo de dos árbitros anónimos no pertenecientes al equipo editorial; posteriormente, se informa al autor el resultado de la evaluación (aceptación, correcciones a introducir en el texto o su desaprobación).

3. Evaluación de la forma o corrección de estilo a cargo del Comité Editorial.

4. Revisión de las pruebas de imprenta a cargo del autor y Comité Editorial. Se recomienda a los autores poner énfasis en la redacción, sintaxis, ortografía, citas y referencias bibliográficas, nombres científicos y abreviaturas de los autores.

La extensión podrá ser hasta de veinte páginas impresas, incluidas figuras y tablas; la dirección de la revista considera posibles excepciones.

PAUTAS DE ESTILO

1. Instrucciones generales

-Los manuscritos pueden ser escritos en idioma español, portugués o inglés en letra Times New Roman a 12 puntos, doble espacio, con márgenes 2,5 cm, en una sola cara de la hoja tamaño A4. Numerar páginas e ilustraciones.

-Se envían tres copias impresas de los originales a la redacción de la Revista. En esta instancia, se incluye sólo buenas copias de las ilustraciones (no los originales). Una vez aceptado el trabajo, debe ser enviado en un CD o Correo electrónico.

-Los artículos incluyen: Introducción, Material y métodos, Resultados, Discusión, Agradecimientos, Literatura citada.

2. Estilo

-Se alinea el texto a la izquierda, sin sangrías, centrados o justificados, evitando subrayados, cursivas (excepto para los nombres científicos) y, en lo posible, llamadas a pie de página.

-Las palabras deben ir separadas por un solo espacio.

-En caso de que hubiera tablas o cuadros, comenzarlos en página separada, con un corte de página. Se citan las figuras y tablas en el texto (Fig. 1).

-Los patronímicos (en autores, referencias bibliográficas, siglas, material estudiado) van en minúsculas.

-Las citas en idiomas extranjeros y nombres vernáculos llevan comillas.

-Los taxones genéricos e infragenéricos se escriben en cursiva; las siglas son citadas solamente la primera vez que se la menciona.

3. Primera página

-El título debe ser breve y conciso, escrito con minúsculas y sin punto final. Si corresponde, entre paréntesis se incluye el nombre de la Familia o División. Se sugiere un título abreviado para el titulillo.

-Se cita a continuación el o los autores e inmediatamente por debajo se indica lugar de trabajo, dirección postal y electrónica.

-Se acompaña un resumen en español y otro en inglés (abstract), que no superen las 250 palabras, escritas en un párrafo independiente. Tanto el resumen y el abstract consisten en un único párrafo (sin puntos aparte). En ambos resúmenes se añaden hasta 10 palabras clave complementarias al título.

4. Abreviaturas

-Los autores de los taxones deben ser abreviados de acuerdo con "Authors of Plants Names" (Brummit & Powell, 1992) o en la web:

http//cms.huh.harvard.edu// databases/botanist_index.html

-Los libros se abrevian de acuerdo con "Taxonomic Literature", 2da Edición; las publicaciones periódicas según BPH ("Botánico-Periodicum-Huntianum", 1969) y BPH/S ("Botanico-Periodicum-Huntianum/Suplementum", 1991), ambas en la web.

http//cms.huh.harvard.edu// databases/publication_index.html

-Los Herbarios se abrevian según Thiers, B. [continuamente actualizada]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium.

http://sweetgum.nybg.org/ih/ (accedido en septiembre de 2013).

-Las unidades de medida, los acrónimos y los puntos cardinales no llevan punto.

5.Tratamientos taxonómicos

5.1. Las claves serán dicotómicas.

5.2. Descripciones de especies nuevas:

Previa a la descripción, se coloca el nombre, en negrita y cursiva, seguido por el nombre o sigla del autor; a continuación se indica el tipo de novedad que se propone (sp. nov., comb. nov., entre otras). Al final se debe hacer referencia a la ilustración, si existiera (ver ejemplo). Luego, se comienza indicando el material tipo, y entre paréntesis la sigla (o siglas) del herbario (s) donde se halla (n) depositado (s).

Ejemplo:

Larnax macrocalyx S. Leiva, E. Rodr. & Campos sp. nov. (Fig. 2)

TIPO: PERÚ. **Dpto. Cajamarca**. Prov. San Ignacio; Distrito Tabaconas, Caserío La Bermeja, La Bermeja-Huaquillo, 1700-1940 m, 20-XI-1997, *E. Rodríguez & R. Cruz 2052* (Holótipo: HUT; Isótipos. AMAZ, CONN, CORD, F, HAO, M, MO, MOL, NY, USM).

A continuación, se comienza en párrafo aparte, la diagnosis en inglés o en latín y en cursiva.

En párrafo aparte, se escribe la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafo aparte: nombre vulgar, especímenes adicionales examinados, comparación con las especies afines, distribución y ecología, fenología, estado actual, etimología, usos.

Los taxones nuevos para la ciencia deben estar ilustrados, sobre todo en lo que respecta a sus caracteres diagnósticos y en lo posible un mapa de distribución y claves taxonómicas.

5.3. Especies ya descritas:

Se consigna el nombre de la especie (en negrita y cursiva) seguido por el nombre o sigla del autor (es) y la cita bibliográfica; a continuación se coloca el basónimo si correspondiera. Siguen inmediatamente los datos del material TIPO, empleando

signos de admiración si el material fue visto o revisado (Ej. NY!). En párrafo aparte se indican los sinónimos. Ejemplo:

Nasa carunculata (Urb. & Gilg) Weigend, comb. nov. Arnaldoa 5 (2): 1998. Basónimo, *Loasa carunculata* Urb. & Gilg, Nova Acta Caes. Leop. Carol. German. Nat. Cur. 76: 243-1900.

TIPO: Perú: [Prov. Desconocida] *Lobb 358* (Holótipo: K!, fotografía F!, neg. nr, 495).

= *Loasa vestita* Killip, Journ. Wash. Acad. Science 19: 194, 1929. TIPO: PERÚ. **Dpto. Ayacucho**, Prov. Huanta, al Norte de Huanta, cerca de Huayllay, 3500-3600 m, *Weberbaueri 7591* (Holótipo US!; Isótipos: k!, F!, NY!, BM!, S!, MO!).

En párrafo aparte, se escribe la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafo aparte, nombre vulgar, especímenes examinados, comparación con las especies afines, distribución y ecología, fenología y usos. Etimología es solo para especies nuevas.

6. Especímenes adicionales examinados

-Si el material examinado es abundante, se citan solamente los ejemplares más representativos (por su fenología, distribución, entre otros) en el texto.

-En el texto, los especímenes se citan luego de la descripción, de acuerdo al siguiente orden: PAÍS (en mayúsculas). Departamento/ Estado (Dpto./Edo, en negrita), Provincia, localidad, altitud (m), fecha (el mes en números romanos: 10-X-2013), colector y número de colección (en cursiva). Seguidamente se indica entre paréntesis la sigla del o de los herbarios donde se hallan los ejemplares. Finalmente y entre comillas se anotan las observaciones del colector. Se separan los ejemplares contiguos mediante punto y guión. Las grandes unidades geográficas tales como continentes o subcontinentes son separadas; dentro de ellas, los países se ordenan de norte a sur y de oeste a este, constituyendo cada uno un párrafo independiente.

-Los Estados, Departamentos y Provincias de un mismo país se ordenan alfabeticamente y se agrupan en párrafos. Ejemplo:

PERÚ. **Dpto. Amazonas**, Prov. Chachapoyas, Leymebamba, alrededores de Laguna de los Cóndores, 2500-2600 m, 16-VIII-1998. *V. Quipuscoa et al. 1241,* "abundante" (CONN, CORD, F, HAO, HUT, MO).

7.Literatura citada

-Se incluyen solo las publicaciones de los trabajos mencionados en el texto.

-Los autores se escriben en negrita y se ordenan alfabeticamente, si existieran varios trabajos del mismo autor, se citan en orden cronológico, adjuntando las letras a, b, c, cuando corresponda.

-Si el número de autores es mayor de dos, agregar *et al.* al primero de ellos cuando sean citados en el texto; sin embargo, todos los autores deben figurar en la bibliografía general.

-Las citas en el texto se efectúan según los siguientes modelos: Weigend (1998); según Weigend (1998); Weigend (1998: 162); (Weigend, 1998); Weigend (1998; 2002); Weigend & Rodríguez (2002); Weigend & Rodríguez (2002: 07); (Weigend & Rodríguez, 2002); Weigend *et al.,* 1998; (Weigend *et al.,* 1998) cuando son 3 ó más autores; (Visión & Dillon, 1996; Dillon, Leiva & Quipuscoa, 2007; Leiva & Barboza, 2009).

Ejemplo:

D'Arcy, W.G. 1986. The genera of

Solanaceae and their types. Solanaceae Newsletter 2 (4): 10-33.

Hunziker, A. T. 1979. Estudios sobre Solanaceae; A synoptic survey, pages: 49-85. *In* J. C. Hawkes; R. L. Lester & A. D. Skelding. Editors. Solanaceae Biology and Taxonomy Academic London Press. London.

Mione, T. & F. C. Coe. 1992. Two new combinations in Peruvian *Jaltomata* (Solanaceae). Novon 2: 383-384.

Weigend, M. & E. Rodríguez. 1998. Una nueva especie de *Mentzelia* (Loasaceae) procedente del Valle Marañón en el Norte del Perú. Arnaldoa 5(1): 51-58.

Dillon, M. O.; Y. Tu; A. Soejima; T. Yi; Z. Nie; A. Tye & J. Wen. 2007. Phylogeny of *Nolana* (Nolaneae, Solanoideae, Solanaceae) as inferred from granule-bound starch synthase i (GBSSI) sequences. Taxon 65: 1000-1012.

8.Ilustraciones

-Las fotografías, dibujos, mapas, gráficos, entre otros, individuales o agrupados se tratan como figuras (abreviatura: Fig.).

-Van en negrita y se enumeran consecutivamente con números arábigos, siguiendo el orden con que aparecen en el texto. Cada uno de los elementos es identificado con letras mayúsculas de izquierda a derecha y de arriba hacia abajo; selecciona el tamaño de las letras de modo que, reducidas al formato (caja) de la revista, midan 3 mm.

-Las dimensiones se indican mediante escalas; se recomienda que todas las escalas de una ilustración se ubiquen en la misma posición preferentemente a la derecha (vertical u horizontal).

-Todas las ilustraciones deben ser de calidad; las fotografías deben ser a color o en blanco y negro, en papel liso (brillante) o digitalizados en alta resolución (mayor a 300dpi o ppp, archivos TIF o JPG), y buen contraste; si varias fotografías componen una figura, se las separa mediante un filete blanco que, reducido al tamaño de la caja, no supere de 1 mm de ancho.

-Presentar dibujos y mapas en tinta china o impresos en laser; los mapas tienen el norte (N) hacia arriba, con al menos dos marcas de latitud y de longitud y una escala en kilómetros. Se recomienda especialmente para trabajos anatómicos y morfológicos evitar repetir dibujos de cortes con micrografías; solo en casos conflictivos puede existir esta doble documentación. Asimismo, los esquemas diagramáticos deben respetar estrictamente el plano del corte.

-No se debe reunir en una misma figura fotografías y dibujos.

-El tamaño máximo de las ilustraciones (incluidas las leyendas) es el del tamaño del formato del texto (caja), o sea 20 cm, (alto) x 14 cm (ancho); de ser mayores, para reducirlas, se debe respetar la misma proporción.

-También se aceptan medias láminas transversales y/o verticales, las que deben respetar el ancho del formato (caja). Indican las medidas mediante escalas.

-Las leyendas de las ilustraciones se anotan en hoja aparte, indicando el nombre del material ilustrado y su número de referencia.

-Las figuras deben ser montadas sobre cartón (apenas adheridas, para que puedan despegarse) y protegidas con papel transparente; en el dorso del soporte deben anotarse el número de la figura, el nombre del autor y el título abreviado del trabajo.

-Las ilustraciones originales deben ser

enviadas junto con la versión definitiva del manuscrito.

Énfasis en las tablas, cuadros, los mismos que deben ser realizados en Excel o afines.

9.Separados

Cada autor recibe el pdf; además, puede solicitar a su cargo un número adicional, en el formulario impreso que se le hará llegar junto con la aceptación del trabajo.

Dirigir correspondencia a:

Director

Revista ARNALDOA

Museo de Historia Natural y Cultural

Universidad Privada Antenor Orrego

Casilla Postal 1075

Av. América Sur 3145

Urb. Monserrate, Trujillo, PERÚ

Telf. +51 (044) 604462

Email: museo@upao.edu.pe

La Revista ***ARNALDOA*** correspondiente al segundo semestre
del año 2013, se terminó de imprimir el mes de Junio del 2014 en
los talleres gráficos de Inversiones Gráfica G & M. S.A.C., Calle
San Martin 672-674, Trujillo Perú. Teléfono 044-223347
littonseo4@hotmail.com

Revista del Museo de Historia Natural y Cultural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

Volumen 20(2) julio - diciembre 2013

CONTENIDO / CONTENTS

Continua en el interior de la cubierta / Continued on inside back cover



UPAO
UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

FONDO EDITORIAL

julio - diciembre 2013
ARNALDOA
Volumen 20(2) 179 - 468 pp